Alex. Kossowicz

Agrikulturmykologie

I: Bodenbakteriologie

PRO SCIENTIA SALUTE POPULIQUE
LIBRARY OF
THE NEW YORK BOTANICAL GARDEN
Purchased
1912
Septemb 1899 R. W. Gibson Invt

Kossowicz

Einführung in die Agrikulturmykologie

I. Teil

Bodenbakteriologie

Einführung

in die

Agrikulturmykologie

I. Teil:

Bodenbakteriologie

von

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN

Dr. Alexander Kossowicz
k. k. Professor
Privatdozent an der k. k. Technischen Hochschule in Wien

Mit 47 Textabbildungen

Berlin
Verlag von Gebrüder Borntraeger
W 35 Schöneberger Ufer 12a
1912

.K62

Alle Rechte,
insbesondere das Recht der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten

Copyright, 1912, by Gebrüder Borntraeger in Berlin

Druck von E. Buchbinder (H. Duske) in Neuruppin.

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN

Vorwort.

In meinen beiden früher erschienenen Büchern, „Einführung in die Mykologie der Nahrungsmittelgewerbe“ und „Einführung in die Mykologie der Genußmittel und in die Gärungsphysiologie“ wurden naturgemäß auch öfters Fragen kurz berührt, die in engem Zusammenhange mit der Bodenbakteriologie und den durch Pilze verursachten Pflanzenkrankheiten stehen, was um so begreiflicher erscheint, als ja zahlreiche Berührungspunkte zwischen diesen Spezialgebieten der Mykologie bestehen.

Die freundliche Aufnahme, welche nun die beiden genannten Bücher allgemein fanden, haben mich bestimmt, die Bodenbakteriologie und die Phytopathologie, soweit sie sich auf die Pilzkrankheiten der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen bezieht, unter dem gemeinsamen Titel „Agrikulturmykologie“ in zwei Bänden, von denen jeder für sich abgeschlossen erscheint, zu behandeln. Der I. Teil, die „Bodenbakteriologie“ liegt hier vor.

Auch dieses Buch soll zunächst in das Studium der Bodenbakteriologie einführen und den Leser unter Hinweis auf die einschlägige Literatur mit den wichtigsten Resultaten dieses Fachgebietes bekannt machen. Nebst den älteren grundlegenden Forschungen wurde hierbei zumeist die neueste Literatur bis Ende des Jahres 1911 herangezogen und soweit es anging auf einzelne wichtigere, während des Druckes erschienene Arbeiten (Januar und Februar 1912) kurz hingewiesen, im übrigen aber recht oft, insbesondere dort, wo praktische Fragen der Bodenbakteriologie in Betracht kamen, auf das ausgezeichnete „Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie“ von F. Löhnis aufmerksam gemacht.

Zahlreiche theoretische Ausführungen, die sich auf den Kreislauf der Elemente beziehen, auf die in meinem Buche nicht näher eingegangen werden konnte, findet der Leser in W. Kruses „Allgemeine Mikrobiologie“, interessante Angaben über Eisen- und Schwefelbakterien

JUL 1912

in den grundlegenden Schriften von H. Molisch „Die Eisenbakterien" und die „Purpurbakterien", wichtige historische Darlegungen und ausführlichere physiologische Angaben über Stickstoffbindung, Nitrifikation, Mykologie des Bodens und des Düngers in den von A. Koch, J. Behrens, S. Winogradsky und L. Hiltner bearbeiteten, in den Jahren 1904 bis 1906 erschienenen Abschnitten des III. Bandes des „Handbuches der Technischen Mykologie" von F. Lafar. Werke, die auch der Verfasser bei der Bearbeitung der vorliegenden „Einführung" berücksichtigt und benutzt hat.

Die „Bodenbakteriologie" bietet wohl auch dem fachkundigen Leser insofern manches Neue, als zahlreiche eigene Untersuchungen und Befunde des Verfassers, darunter auch bisher nicht veröffentlichte, zum Teil mit einigen Ergänzungen und Erweiterungen, ebenso wie in den beiden früher erschienenen „Einführungen" Aufnahme gefunden haben, so über Stickstoffbindung, Denitrifikation, Zersetzung von Harnstoff, Harnsäure, Hippursäure und Glykokoll, Kalkstickstoffzersetzung usw.

Es ist mir eine angenehme Pflicht, dem Verlag Gebrüder Borntraeger und der Druckerei E. Buchbinder für das mir stets bewiesene Entgegenkommen verbindlichst zu danken.

Wien, im Februar 1912.

Der Verfasser.

Inhalt.

Erster Abschnitt. Seite

Der Kreislauf der Elemente unter Mitwirkung von Mikroorganismen 1

I. Kapitel. Der Kreislauf des Kohlenstoffs, des Sauerstoffs und des Wasserstoffs 1

1. Der Kreislauf des Kohlenstoffs 1
2. Der Kreislauf des Sauerstoffs 10
3. Der Kreislauf des Wasserstoffs 13

II. Kapitel. Der Kreislauf des Stickstoffs 16

1. Bindung des elementaren Stickstoffs 16
2. Assimilation von Ammoniumverbindungen und Nitraten 29
3. Die Zersetzung der Eiweißkörper und ihrer Abbauprodukte . . . 32
4. Die Zersetzung von Harnstoff, Harnsäure, Hippursäure und Glykokoll 35
5. Die Zersetzung von Kalkstickstoff, Cyanamid und Dicyandiamid . 42
6. Nitrit- und Nitratbildung 45
7. Ammoniakbildung aus Nitraten und Denitrifikation 49

III. Kapitel. Der Kreislauf des Schwefels 54

IV. Kapitel. Der Kreislauf des Phosphors 62

V. Kapitel. Der Kreislauf des Eisens 65

Zweiter Abschnitt.

Mykologie des Bodens 75

Dritter Abschnitt.

Mykologie des Düngers 87

Vierter Abschnitt.

Einfluß der Düngung auf die Mikroflora des Bodens 96

Literatur 105

Sachregister 131

Erster Abschnitt.

Der Kreislauf der Elemente unter Mitwirkung von Mikroorganismen.

I. Kapitel.

Der Kreislauf des Kohlenstoffs, Sauerstoffs und Wasserstoffs.

1. Der Kreislauf des Kohlenstoffs.

Der größte Teil des durch Mikroorganismen veranlaßten Kreislaufs der Elemente spielt sich im Boden und Dünger ab. Wie schon aus dem Umstande, daß es sich hierbei teils um die Zersetzung aus verschiedenen Elementen bestehender Körper, teils um den Aufbau solcher Verbindungen handelt, erhellt, ist eine scharfe Trennung des Kreislaufs der einzelnen Elemente kaum durchführbar: an dem Kreislauf des einen Elementes beteiligen sich stets auch andere, eine rege Wechselbeziehung herrscht zwischen den einzelnen Grundstoffen. Nichtsdestoweniger empfiehlt es sich schon der besseren Übersicht halber, die einzelnen Elemente, deren Kreislauf bisher genauer erforscht ist, einer gesonderten Betrachtung zu unterziehen.

Allgemein bekannt ist der Kreislauf des Kohlenstoffs, der die gegenseitige Abhängigkeit der Tier- und Pflanzenwelt deutlich veranschaulicht. Ein großer Teil dieses Prozesses geht allerdings ohne Mitbetätigung von Mikroorganismen vor sich. Die grünen Pflanzen assimilieren die Kohlensäure der Luft und bauen unter Zuhilfenahme von Stickstoffverbindungen und mineralischen Bodenbestandteilen ihre Leibessubstanz auf, die von den pflanzenfressenden Tieren wieder aufgenommen und verarbeitet wird, wobei durch den Atmungsprozeß ein großer Teil der Kohlenstoffverbindungen als Kohlensäure wieder der Luft zurückgegeben wird, während ein Teil an Stickstoff und anderen Elementen gebunden als Harn abgeht, ein anderer Teil wieder mannig-

fache Veränderungen im Darm erleidet. Bei diesem letzten Prozeß tritt die Mikroorganismenflora der Darmfäulnis in Tätigkeit. So engbegrenzt ist aber der Kreislauf des Kohlenstoffs in der Natur nicht. Tiere und Pflanzen sterben ab, erliegen der Fäulnis und Verwesung, und bei den sich hierbei abspielenden Umsetzungen treten gerade die Mikroorganismen in den Vordergrund. Die Zersetzung der Eiweißkörper und ihrer Zwischenprodukte, der Abbau der Kohlenhydrate und Fette usw. ist Aufgabe der Mikroben des Bodens und Düngers, die ja hier ihren eigentlichen Aufenthaltsort, ihre primäre Lagerstätte haben, von wo sie erst auf die verschiedenen anderen Materialien, in die Luft und ins Wasser gelangen.

Von Interesse ist nun der Umstand, daß nicht bloß die chlorophyllbesitzenden grünen Pflanzen die Kohlensäure assimilieren können, sondern auch unter den Pilzen, die ja als Parasiten oder Saprophyten ihren Kohlenstoffbedarf gewöhnlich aus schon vorgebildeter Nahrung, aus lebenden oder toten Tieren und Pflanzen decken, es Organismen gibt, die mit einfacher organisierten Kohlenstoffverbindungen, wie Alkoholen, Säuren und dgl. vorlieb nehmen, und endlich auch solche, die Sumpfgas und Kohlensäure auszunützen vermögen.

Heraeus (1) und Hueppe (1) waren die ersten, welche nachgewiesen haben, daß Bakterien, also chlorophyllfreie Pflanzen, imstande sind, Kohlensäure zu assimilieren und aus Kohlensäure und Ammoniak allein unter Salpeterbildung ihre Leibessubstanz aufzubauen. Heraeus erhielt diesen Befund bei Einimpfung von Gartenerde in eine wässerige Lösung von Ammoniumkarbonat; schon nach vierzehn Tagen trat die Entwicklung einer Bakterienhaut auf, wobei in der Nährlösung Nitrat und Nitrit nachgewiesen werden konnte. Eine Überimpfung in eine Ammoniumkarbonat enthaltende mineralische Nährlösung ergab ebenfalls eine kräftige Bakterienentwicklung. Den strengen experimentellen Nachweis für die Richtigkeit dieser Feststellung gab dann Winogradsky, der diese Fähigkeit bei den von ihm aufgefundenen Nitritbakterien, die Ammoniak zu salpetriger Säure oxydieren, und den Nitratbakterien, die salpetrige Säure in Salpetersäure umwandeln, feststellen konnte.

Auch die von Nathanson (1) entdeckten Natriumthiosulfatoxydierenden Schwefelbakterien und die von Beijerinck (1) isolierten Thiobazillen, endlich die von Kaserer (1), Nabokich und Lebedeff (1) und Niklewski (1) beobachteten Wasserstoffbakterien vermögen Kohlendioxyd zu assimilieren. So kommt diese Fähigkeit den von F. Lebedew (1) beobachteten wasserstoffoxydierenden Kokken zu, die eine Zersetzung der Kohlensäure unter Freiwerden von Sauerstoff bewirken, und auch die Kohlensäureassimilation durch die von

A. Lebedeff (1) isolierte wasserstoffoxydierende Bakterie findet unter Ausscheidung von Sauerstoff genau wie bei den grünen Pflanzen statt.

Während Godlewski (1) die Ansicht vertritt, daß die Salpeterbakterien nur die freie Kohlensäure der Luft aufzunehmen befähigt sind, weist Winogradsky (1) darauf hin, daß sie die Kohlensäure der Karbonate assimilieren können. Eine solche Aufnahme von Kohlenstoff aus Karbonaten stellte Lieske (1) für Spirophyllum ferrugineum fest.

Kohlenoxydgas kann nach Beijerinck und van Delden (1) durch den von ihnen entdeckten Bac. oligocarbophilus weiter verarbeitet werden. Diese Fähigkeit kommt tatsächlich, wie Kaserer (1) gezeigt hat, Bakterien zu.

In der Luft läßt sich bekanntlich das Vorhandensein von Sumpfgas nachweisen. Eingehende Untersuchungen hierüber verdanken wir A. Gautier (1). Auch Sumpfgas (Methan) kann nun durch Bakterien unter Kohlensäureentwicklung weiter zersetzt, zum Teil in organische Bindung überführt werden, wie dies von Söhngen (1) für Bakterien, wie Bac. methanicus, Bact. pyocyaneum, von Störmer (1) für Bact. hexacarbovorum und von Kaserer (1) für den Bacillus methanicus festgestellt werden konnte. Auf die große Verbreitung der Methanbakterien (methanassimilierender Mikroorganismen) im Stallmist und im Flußschlamm wiesen I. Giglioli und G. Masoni (1) hin. Nach den Feststellungen Störmers (2) vermochten von ihm aus Boden isolierte Bakterien auch Toluol, Xylol, Phenol, Kresole und auch Leuchtgas als alleinige Kohlenstoffquelle zu verwenden.

Eingehende Untersuchungen über die Assimilation verschiedener Kohlenstoff- und Stickstoffquellen durch Bakterien und Schimmelpilze wurden kürzlich von Bierema (1), durch Pilze von Hagem (2) ausgeführt.

Es waren insbesondere Duclaux (1), E. Laurent (1), Frank (1) und Stoklasa (1), die auf die Bedeutung der Mikroorganismen für die Aufnahme der im Boden befindlichen organischen Verbindungen durch höhere Pflanzen hingewiesen haben, indem erst die durch Mikroorganismen abgebauten, zersetzten Nährstoffe von ihnen ausgenützt werden können.

Eine große Bedeutung kommt zunächst der Zersetzung der Kohlenhydrate durch Mikroorganismen zu. Manche dieser Kohlenhydrate, wie z. B. die Zuckerarten, gehören zu den besten Nährstoffen der Bakterien, Hefen und Schimmelpilze und erfahren einen sehr raschen Abbau durch Mikroorganismen, wobei als Zwischenprodukte Alkohole und Säuren, die leicht weiter zersetzt werden, als Endprodukte Kohlensäure (Kohlendioxyd) und Wasser entstehen. Ebenso vermögen sehr viele Mikroorganismen vermöge ihrer diastatischen Enzyme Stärke zu verzuckern, die dann leicht weiter abgebaut wird.

Von Bedeutung erscheint die Zersetzung der Zellulose, die einen wesentlichen Bestandteil des Pflanzenkörpers bildet. Die durch Bacillus fermentationis cellulosae (Fig. 1) hervorgerufene Wasserstoffgärung und durch Bac. methanigenes (Fig. 1) verursachte Methan-

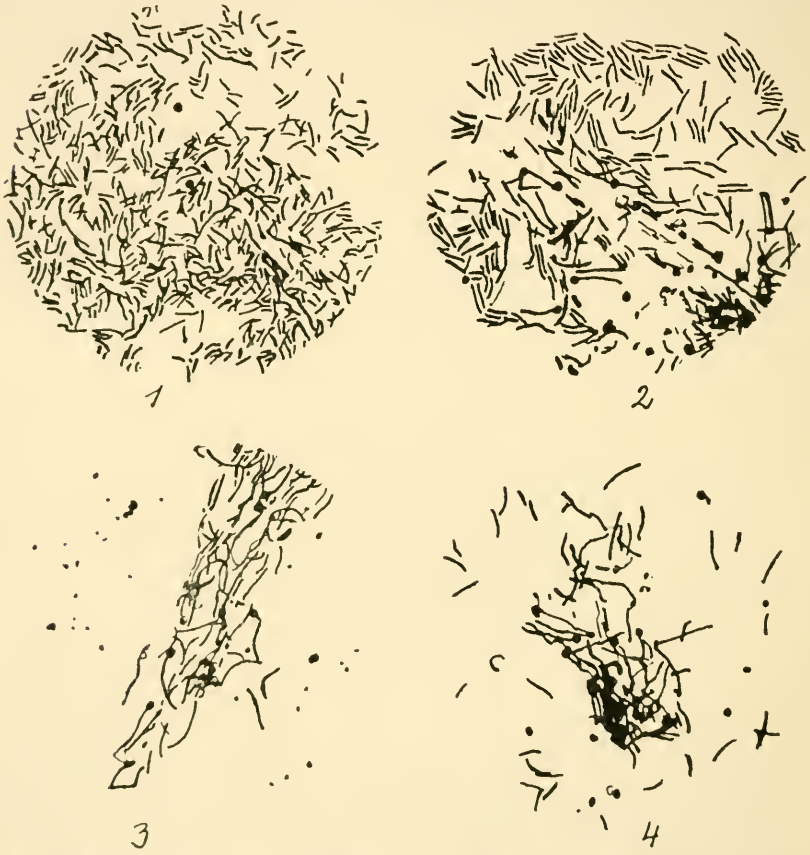

Fig. 1. *1* Erreger der Methangärung der Zellulose, junge Stäbchen; *3* desgl. Sporenbildung, Trommelschlägelformen; *2* Erreger der Wasserstoffgärung der Zellulose, junge Stäbchen; *4* desgl. Sporenbildung, Trommelschlägelformen. Vergr. 1000. Nach W. Omelianski „Die Zellulosegärung".

gärung der Zellulose wurden von W. Omelianski (1) eingehend studiert. Es sei nun erwähnt, daß außer der Sumpfgasgärung der Zellulose, von Hoppe-Seyler (1) und Mazé und Omelianski (1) eine Sumpfgasgärung der Essigsäure, von V. v. Klecki (1) und Mazé und Omelianski (1) eine Methangärung der Buttersäure, von Hoppe-Seyler (2) eine Sumpfgasbildung bei der Milchsäure- und Glykol-

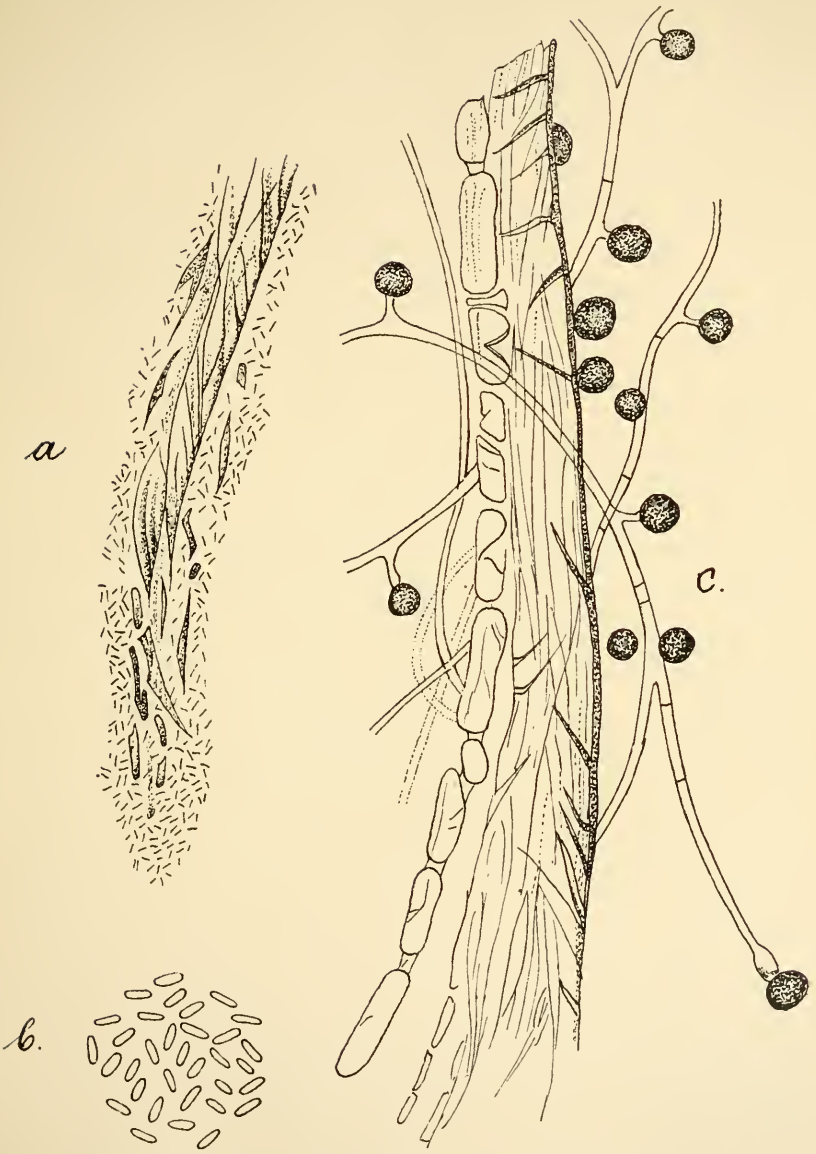

Fig. 2. *a* Faser von Filterpapier mit denitrifizierenden Bakterien in Schleim gehüllt; *b* Bacillus ferrugineus; *c* Zersetzung einer Faser von Filterpapier durch Mycogone puccinoides. Vergr. *a* und *c*: 550; *b* 1500. Nach C. van Iterson jr.

säuregärung, von Béchamp (1) bei der Brenzweinsäuregärung, von Tappeiner (1) und seinen Schülern, von Zoja (1), von Nencki (1) und von Omelianski (2) eine solche bei der Eiweißfäulnis beobachtet wurde. Die Methanbildung erfolgt also nicht bloß aus Zellulose, sondern auch aus vielen anderen Substanzen, so aus Stärke, Zuckerarten, Pentosanen, Formiaten, Azetaten, Salzen der höheren Fettsäuren, Milchsäure, und auch aus Eiweißkörpern. Hierzu befähigte Organismen wurden z. B. von N. L. Söhngen (1) gefunden.

Außer durch anaerobe Bakterien kann die Zellulose auch durch aerobe Organismen zersetzt werden, wobei sie vielfach auch eine braune bis schwarze Verfärbung erleidet. So wies van Iterson (1) auf die aerobe Zellulosezersetzung hin, die durch denitrifizierende Stäbchen bei Anwesenheit von Salpeter bewirkt werden kann. Auch andere aerobe Bakterien, z. B. Itersons Bacillus ferrugineus (Fig. 2), sind hierzu befähigt.

Ebenso sind zahlreiche Schimmelpilze, z. B. Peziza libertiana, Botrytis cinerea. Fusarium, Mycogone puccinoides (Fig. 2.) u. a., imstande Zellulose abzubauen. Eine Reihe solcher Pilze wurde von van Iterson beschrieben. Nach H. Fröhlich (1) kann Zellulose auch als Kohlenstoffquelle für stickstoffbindende Pilze dienen. Eine Zersetzung von Zellulose durch Eumyceten haben kürzlich D. Carbone und R. Marincola-Cattaneo (1) beobachtet. Auch die Zersetzung von Zellulose durch zwei von ihm isolierte Penicillium-Arten stellte D. Carbone (1) fest. Auf den Abbau der Zellulose durch Schimmelpilze hat auch Christensen (1) hingewiesen. Bei der Zersetzung aschenfreien Filtrierpapiers durch Schimmelpilze trat gewöhnlich Schwarzfärbung desselben ein. C. Schellenberg (1) konnte eine Zersetzung der echten Zellulose durch die von ihm daraufhin geprüften Schimmelpilze nicht beobachten, wohl aber der Hemizellulosen. Doch auch in dieser Beziehung verhielten sich die Pilze verschieden, so daß Schellenberg das Vorhandensein von mindestens vier Cytasen oder Seminasen (Moliniacytase, Lupinuscytase, Phönixcytase, Impatienscytase) annahm.

Bertrand und Holderer (1) haben nachgewiesen, daß Aspergillus niger ein die Zellobiose, die künstlich aus Zellulose durch Einwirkung von konzentrierter Schwefelsäure und Essigsäureanhydrid gewonnen werden kann, hydrolysierendes Enzym, die Zellase, enthält. Azotobacter vermochte nach den Versuchen von A. Koch und S. Seydel (1) die Zellobiose nicht zu zersetzen und als Nährmaterial und Energiequelle für die Stickstoffbindung zu verwenden. Letzteres war aber der Fall, wenn die Zellobiose vorher durch Bodenbakterien oder durch Aspergillus niger hydrolysiert wurde.

Auf die Bedeutung der zelluloselösenden Mikroorganismen für die Zersetzung von Pflanzenresten im Boden machten kürzlich G. Rossi und F. Guarneri (1) besonders aufmerksam.

Wichtig ist auch die durch Mikroorganismen bewirkte Zerstörung der reichlich im Boden und Dünger vorkommenden Pentosane, die nach den Untersuchungen von Dox und Neidig (1) an Aspergillus niger, Aspergillus fumigatus, Aspergillus clavatus, Penicillium chrysogenum, Pen. camemberti und Pen. expansum normale Bestandteile der Zellstruktur niederer Pilze sind. Über den Pentosangehalt zahlreicher Holzpilze wurden eingehende Untersuchungen von Wichers und Tollens (1) ausgeführt.

Zahlreiche Mikroorganismen können sich an der für die Verwesung der Pflanzen so wichtigen Pektinzersetzung im Boden beteiligen. Pektinzersetzende Organismen, die besonders für die Flachsröste von Bedeutung sind, wurden schon von Trécul (1) beobachtet. Daran schlossen sich die Untersuchungen von van Tieghem (1), Fribes (1) und Störmer (3) an, welcher letztere sein Plectridium pectinovorum als kräftigen Rösteerreger erkannte. Ebenso zeigte sich das von Beijerinck und van Delden (2) isolierte Granulobacter pectinovorum (Fig. 3) als wichtiger Pektinzersetzer. Ähnlich wirken auch viele andere Bakterien wie z. B. Granulobacter urocephalum, Granulobacter polymyxa, Bac. asterosporus, Bac. macerans, Bac. Comesii, Bakterien der Subtilis- und Mesentericus-Gruppe, und viele andere. Auch Schimmelpilze, die nach J. Behrens (1) besonders bei der Tauröste des Hanfes beteiligt sind, zeigen die Fähigkeit zur Pektinzersetzung, so Mucor stolonifer, Mucor hiemalis u. a. Fremy (1), Beijerinck und van Delden (2) wiesen auf ein pektinlösendes Enzym die Pektosinase hin, das sie auch aus den Pektinzersetzern gewinnen konnten. Die eben genannten Bakterien der Subtilis und Mesentericus-Gruppe wirken nach G. Rossi, S. de Grazia und T. de Capraris (1) und D. Carbone und R. Marincola-Cattaneo wesentlich an dem Zerfall der ober- und unterirdischen Pflanzenteile mit.

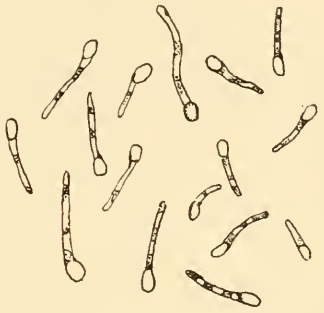

Fig. 3. Granulobacter pectinovorum. Vergr. 650. Nach Beijerinck und van Delden.

An der Fettzersetzung im Boden beteiligen sich außer verschiedenen Bakterien, wie z. B. fluoreszierenden Bakterien, Mikrokokken usw. ganz besonders Schimmelpilze, wie dies von Rubner (1), K. Schreiber (1)

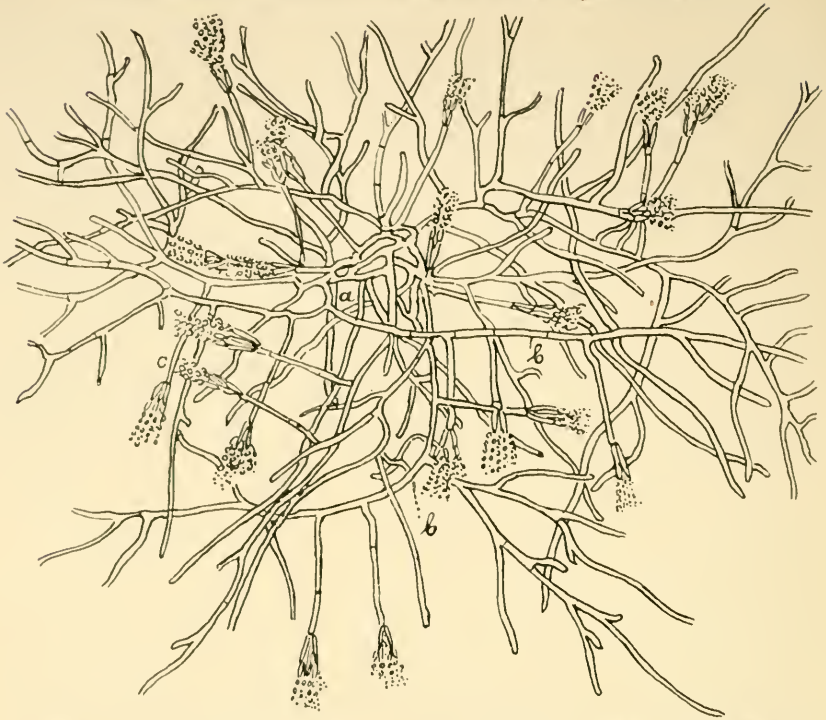

Fig. 4. Penicillium glaucum, Link. *a* Die ursprünglich ausgesäte Konidie, *b* Mycel, *c* Konidienträger. Vergr. 120. Nach Brefeld.

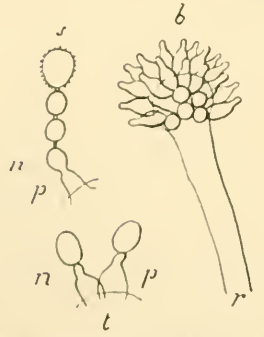

Fig. 5. Aspergillus glaucus. *r* Ende eines Sporenträgers, mit radial abstehenden Sterigmen besetzt, an denen die Sporenbildung eben beginnt; *s* und *t* einzelne Sterigmen mit ihren Sporen, *n* jüngste Spore einer Kette. Vergr. ca. 350. Nach A. de Bary „Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze".

und Rahn (1) festgestellt werden konnte. Auch Hefen kommen jedenfalls in Betracht. So machte erst kürzlich A. Piédallu (1) auf eine fettspaltende Hefe aufmerksam, die neben von ihm gefundenen Bakterien für die Sämischgerberei von Bedeutung ist. Eingehende Untersuchungen über fettspaltende Bakterien wurden in jüngster Zeit von E. de Kruijff (1) ausgeführt, der neun Lipobakterarten näher beschrieben hat. Wie N. L. Söhngen (2) gezeigt hat, gehören auch Bacillus putrificus Bienstock, Bac. Stutzeri und Bac. denitrofluorescens non liquefaciens zu jenen Bakterien, die kräftig Fett spalten können. Auf das Fettspaltungsvermögen von Cladosporium herbarum, Penicillium glaucum (Fig. 4), Aspergillus glaucus (Fig. 5), Aspergillus

nidulans und Actinomucor repens hat neuerdings Ohta Kohstri (1) hingewiesen. Auch A. Roussy (1) macht auf die Fettspaltung durch Schimmelpilze aufmerksam. Diesem Forscher zufolge erweisen sich die Fettsäuren, namentlich die Ölsäure und die Palmitinsäure, als sehr geeignete Nährstoffe für Pilze. Licht und Gegenwart von Sauerstoff befördern nach N. S. Söhngen (3) die Fettzersetzung durch Lipase.

Diesem Forscher (3) zufolge erfolgt durch Bakterienlipase auch eine Fettsynthese. So entsteht aus Ölsäure und Glyzerin Ölsäuremonoglyzerid.

Fig. 6. *a* Bacillus subtilis; *b* Bacillus mesentericus vulgatus (Bacillus vulgatus); *c* Proteus vulgaris (Bacillus vulgaris). Vergr. 1000. Nach W. Migula.

Die Zersetzung der Eiweißkörper, die Fäulnis, ist ein Prozeß, bei dem der Kreislauf des Stickstoffs ebensosehr in Betracht kommt, wie jener des Kohlenstoffs, und gleiches gilt natürlich auch für die Eiweißsynthese, aber auch die Elemente Schwefel und Phosphor, die das Eiweißmolekül zusammensetzen, sind dabei wesentlich beteiligt. Im Boden findet sowohl eine Fäulnis und Verwesung tierischer Körper und Stoffe, als auch solche von Pflanzenstoffen statt. Schon Pasteur (1) wies auf die Bedeutung anaerober Bakterien für die Fäulnis hin. Zahlreiche anaerobe, an der Fleischfäulnis beteiligte Organismen wurden in der Folge von Liborius (1), Sanfelice (1), Bienstock (1), Tissier und Martelly (1) u. a. aufgefunden, so der Bacillus putrificus coli, Bac. perfringens und Bacillus bifermentans sporogenes. Doch

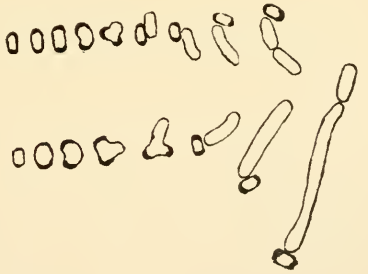

Fig. 7. Bacillus subtilis. Sporenkeimung. Vergr. 1020. Nach Prażmowski.

sind, wie dies namentlich Rosenbach (1), Hauser (1), Santori (1), Kulm (1), Sanfelice und Tissier und Martelly betonten, auch aerobe Bakterien für die Fleischfäulnis von Bedeutung, so Bacillus proteus vulgaris (Fig. 6), Bact. coli, Bacillus fluorescens liquefaciens, Bac. subtilis (Fig. 6 und 7) u. a.

In welcher Weise die Fäulnis niederer Tiere, insbesondere der für die Umsetzungen im Boden wichtigen Würmer und Kerbtiere verläuft, wäre noch zu erforschen. So wurde z. B. von H. von Post (1) eine recht bedeutende Chitinmenge im Moorboden nachgewiesen. Bekanntlich enthalten auch Pilze in der Zellwand Chitin. Tatsächlich vermögen nach W. Benecke (1) Bakterien diese Substanz anzugreifen.

Die Fäulnis der Pflanzen ist bisher nur wenig aufgeklärt. Nach Bail (1) beteiligen sich daran neben Milchsäurebakterien und Heubazillen hauptsächlich Hefen. Für die Zersetzung stickstoffreicher Futtermittel wie Baumwollsaatmehl sind nach König, Spieckermann und Olig (1) Coli-Bakterien, Heu- und Kartoffelbazillen und besonders Schimmelpilze von Bedeutung. Letztere kommen auch zumeist bei der Fäulnis des Obstes[1]), des Gemüses[1]) usw. in Betracht. Auch bei den Fäulnisprozessen wird der Kohlenstoff zuletzt als Kohlendioxyd entbunden.

Eiweißverbindungen sind übrigens auch für Mikroorganismen assimilierbar, so liegen über die Assimilation von Eiweißverbindungen (Albumosen, Peptone) und Extraktivstoffen durch Vibrio Finkler, Bac. faecalis alcaligenes, Bac. mesentericus (Fig. 6) und Proteus vulgaris (Fig. 6) kürzlich ausgeführte Untersuchungen von Nawiasky (1) vor. An der Verkohlung von Pflanzenteilen (Holzteilen) beteiligen sich nach van Tieghem (2) und nach Renault (1) ebenfalls Bakterien (Kohlenbakterien). Im Zusammenhang damit sei an die Auffindung von Bazillen und Kokken durch Renault im Torf, Braunkohle und Steinkohle erinnert.

Versuche von C. Potter (1) machen es wahrscheinlich, daß durch die Tätigkeit von Mikroorganismen eine Oxydation der Kohle unter Kohlendioxydbildung stattfindet. Auf die Beteiligung von Bakterien bei der Selbstentzündung und Zersetzung der Kohle hat auch E. Galle (1) hingewiesen.

2. Der Kreislauf des Sauerstoffs.

Durch L. Pasteurs (2) Untersuchungen über die Erreger der Buttersäuregärung wurde die eigenartige Tatsache festgestellt, daß es

[1]) Näheres hierüber findet der Leser in meiner „Einführung in die Mykologie der Nahrungsmittelgewerbe", Berlin, 1911.

auch Lebewesen gibt, die ohne das Vorhandensein freien Sauerstoffs, der ja für das Gedeihen der Tier- und Pflanzenwelt so unumgänglich notwendig schien, leben können. Wie insbesondere die Forschungen Chudiakows (1) und Porodkos (1) zeigten, ist die Empfindlichkeit dieser anaeroben Bakterien gegenüber dem Sauerstoff eine sehr verschiedene. Auch bei Vorhandensein von Sauerstoff, sofern die Sauerstoffspannung keine zu hohe ist, vermögen diese Organismen sich zu entwickeln, während anderseits viele luftbedürftige, aerobe Mikroorganismen auch bei sehr niedrigen Sauerstoffspannungen gedeihen. Es gibt also zahlreiche Übergänge zwischen aeroben und anaeroben Mikroben. Es kann aber auch eine allmähliche Anpassung an niedrige und hohe Sauerstoffspannungen erfolgen. Von Bedeutung für das Verhalten der Bakterien in dieser Beziehung erscheinen auch die dargebotenen Nährstoffe und die Temperatur.

Manche Bakterien entnehmen den Sauerstoff vorzugsweise oder fast ausschließlich sauerstoffreichen anorganischen Verbindungen, wie Nitraten und Sulfaten, andere sauerstoffhaltigen organischen Verbindungen. Die Mehrzahl der Mikroorganismen, insbesondere die luftliebenden Schimmelpilze assimilieren den Sauerstoff der Luft, wie dies schon Pasteur (3) für verschiedene Mikroben gezeigt hat, die den ganzen in geschlossenen Gefäßen vorhandenen Sauerstoff unter Kohlensäurebildung verbrauchten.

Auf die Fähigkeit der Hefe, Sauerstoff aufzuspeichern, wiesen Pasteur (3) und Beijerinck (2) hin, welcher letztere diese Eigenschaft auch bei den anaeroben Bakterien als vorhanden annahm. Eine solche Sauerstoffspeicherung stellte tatsächlich Ewart (1) für eine Reihe farbstoffbildender Bakterien fest.

Der Sauerstoff dient den Mikroorganismen in erster Linie zur Oxydation der verschiedenen Nährstoffe, Kohlenstoff-, Stickstoff-, Schwefelverbindungen, wobei allerdings für den Aufbau des Protoplasmas auch Reduktionsprozesse zur Geltung kommen. Als Endprodukte dieser Oxydationsvorgänge entstehen insbesondere Kohlensäure, Wasser, Ammoniak, daneben auch Salpetersäure und Schwefelsäure. Überdies findet die Bildung verschiedener sauerstoffreicher Zwischenprodukte statt. Zu den Oxydationsgärungen, bei denen Kohlenhydrate durch Mikroorganismen oxydiert werden, gehören die von Boutroux (1) zuerst studierte Glykonsäure- und Glykuronsäuregärung, die von Beijerinck (3) beobachtete Zuckersäuregärung, die von Wehmer (1) und von Mazé und Perrin (1) beschriebene Zitronensäuregärung, die insbesondere von Zopf (1), Banning (1) und Wehmer (2) studierte Oxalsäurebildung und -Gärung. Es kann aber auch zu einer vollständigen Oxydation von Kohlenhydraten unter Bildung von Kohlensäure

kommen. Neben der Zersetzung von Zellulose durch denitrifizierende Bakterien, wobei der Sauerstoff des Salpeters zur Wirksamkeit kommt, tritt nach van Iterson (2) auch eine Oxydation der Zellulose durch den freien Luftsauerstoff ein, an der sich verschiedene Bakterien, besonders Bac. ferrugineus (Fig. 2) und Schimmelpilze beteiligen können, wie dies schon früher ausgeführt wurde.

Auf die Bedeutung des Sauerstoffs für die Zersetzung der Fette hat Schreiber (1) hingewiesen. Spieckermann und Bremer (1) betonen besonders die Teilnahme der Hefen und Schimmelpilze an diesem Prozesse. Wenig geklärt ist bisher die Frage nach der Mitwirkung des Sauerstoffs bei der Eiweißfäulnis. Auch für die Harnsäure- und Hippursäuregärung ist der Sauerstoff von Bedeutung. Über die Oxydation der organischen Säuren (Fettsäuren) durch Bakterien, Sproß- und Schimmelpilze liegen zahlreiche Befunde vor, es sei z. B. an die Untersuchungen von Maaßen (1) erinnert. Von praktischer Bedeutung ist die Oxydation des Äthylalkohols zu Essigsäure durch Mikroorganismen[1]). Aber auch höhere Alkohole werden weiter oxydiert. Ebenso findet auch eine Oxydation von Ammoniak, des Schwefels und seiner Verbindungen und der Eisenoxydulverbindungen durch Mikroben statt.

Fowler, Ardern und Lockett (1) konnten feststellen, daß es auch Bakterien gibt, die Phenol oxydieren können. Diese Forscher (2) haben auch auf die Oxydation von Thiocyanaten durch Bakterien hingewiesen.

H. Pringsheim und G. Zemplén (1) hoben hervor, daß manche Pilze auf Zuckerarten wachsen, zu deren Spaltung ihnen das entsprechende Enzym fehlt, so daß an eine direkte Oxydation der Polysaccharide ohne vorherige Bildung von Monosacchariden gedacht werden muß.

Eingehende Untersuchungen über die Umwandlung von Aminosäuren zu Oxysäuren durch Schimmelpilze, so durch Oidium lactis, Monilia candida und Mucor-Arten wurden von Ehrlich und Jacobsen (1) ausgeführt, die auch die Alkoholbildung aus Aminosäuren durch Hefen, Kahmhefen und Dematium pullulans nachweisen konnten.

Von Bedeutung für die verschiedenen Oxydationsvorgänge sind die sauerstoffübertragenden Enzyme, die Oxydasen. Ein solches wurde von Buchner und Meisenheimer (1) und Buchner und Gaunt (1) für Essigbakterien nachgewiesen. Weitere Versuche zur Auffindung besonderer Atmungsenzyme und von Enzymen, die eine Oxydation der

[1]) Die Mykologie der Essigfabrikation und der ihr nahestehenden Senffabrikation wurde in meiner „Einführung in die Mykologie der Genußmittel und die Gärungsphysiologie", Berlin 1911, ausführlich behandelt.

Kohlenhydrate usw. bewirken können, liegen von Telesnin (1), Warschawsky (1), Kostytschew (1), Herzog und Meier (1) vor. Eingehende Untersuchungen über das häufige Vorkommen von Katalase, Oxydase und Peroxydase in verschiedenen Schimmelpilzen verdanken wir H. Pringsheim (1).

Bei vielen durch Mikroorganismen veranlaßten Umsetzungen findet auch eine Sauerstoffentbindung statt, es sei nur an die von Béchamp (2) beobachtete Umwandlung von oxalsaurem Kalk in Ameisensäure, die Zersetzung von Wasserstoffsuperoxyd unter Mithilfe von Katalasen, die besonders von D. und M. Rywosch (1) und Jorns (1) bei vielen Bakterien, von Loew (1), Issajew (1), E. Buchner (1) u. a. bei Hefen, von Bach und Chodat (1) u. a. bei Pilzen nachgewiesen wurden, die Reduktion von Salpetersäure zu salpetriger Säure und der salpetrigen Säure zu Stickstoff, an die Umbildung von Nitrit zu Ammoniak, die nach Löw (2) Dieudonné (1) und Maaßen (2) in eiweißhaltigen Nährlösungen stattfindet, erinnert. Sie erfolgt bei der Zersetzung von Kohlendioxyd, bei der Reduktion von Schwefelsäure und Sulfaten, wohl auch nach W. Kruse (1) bei der Stickstoffassimilation und bei der Eiweißbildung und bei vielen anderen Umsetzungen. Hierzu kommt auch noch die durch Peroxydasen veranlaßte Entbindung von freiem aktiven Sauerstoff. Wir können also wohl auch von einem Kreislauf des Sauerstoffs sprechen.

3. Der Kreislauf des Wasserstoffs.

Schon Saussure (1), später Immendorf (1) haben auf die Oxydation des Wasserstoffs durch Mikroorganismen hingewiesen. Während feuchte nicht sterilisierte Erde und andere gärende Substanzen eine solche Oxydation veranlaßten, unterblieb sie nach dem Erhitzen der Materialien oder nach Zusatz von antiseptischen Stoffen. In der weiteren Folge wurde eine Reihe solcher Mikroorganismen beobachtet, so von Kaserer (2) der Bac. pantotrophus und oligocarbophilus, von Niklewski (1) zwei Organismen, die nur in Rohkulturen oder gemeinschaftlich gezüchtet, nicht aber in Reinzucht allein, diese Eignung zeigten, von A. F. Lebedeff (1) ein wasserstoffoxydierender Kokkus, von Nabokich und Lebedeff (1) aerobe stäbchenförmige Bakterien.

Anaerobe Bindung des Wasserstoffs durch Mikroorganismen stellte auch J. Nikitinsky (1) fest.

Br. Niklewski (2) gab kürzlich eine genauere Beschreibung der beiden von ihm isolierten wasserstoffoxydierenden Mikroorganismen Hydrogenomonas vitrea (Fig. 8) und Hydrogenomonas flava (Fig. 9).

Auf die Sauerstoffassimilation durch wasserstoffoxydierende Bakterien hat A. J. Lebedeff (2) hingewiesen.

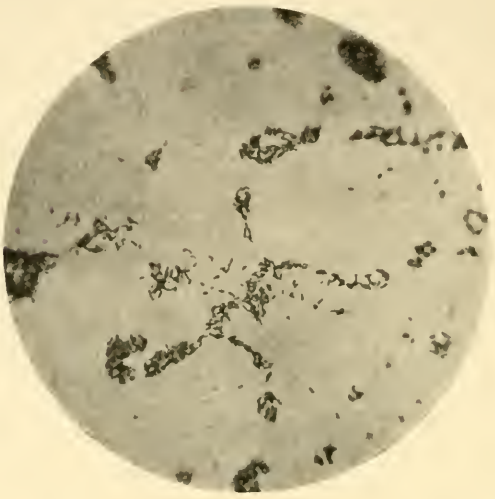

Fig. 8. Hydrogenomonas vitrea. Reinkultur auf Agar-Agar, 4 tägig. Mit Anilin-Gentianaviolett gefärbt. Mit Zeißschem Apochromat photogr. Nach B. Niklewski.

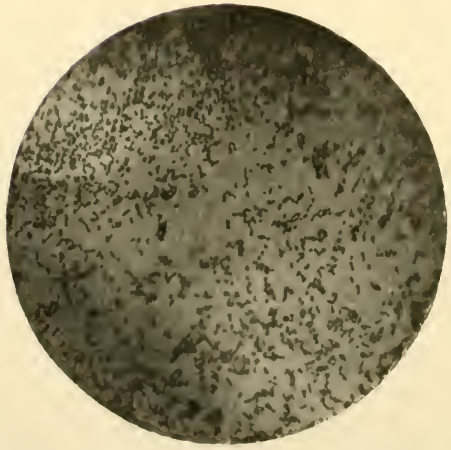

Fig. 9. Hydrogenomonas flava. Reinkultur auf Agar-Agar, 4 tägig. Mit Anilin-Gentianaviolett gefärbt. Mit Zeißschem Apochromat photogr. Nach B. Niklewski.

Bei sehr vielen bakteriellen und durch Pilze und Hefen veranlaßten Vorgängen findet eine Wasserstoffentwicklung statt, so bei der von Harden (1) geprüften Vergärung der Glykose durch Bakterium coli, bei der Alkoholbildung durch Bakterien und Hefen, bei der Buttersäuregärung, bei der von Pottevin (1) eingehend untersuchten Zersetzung von Traubenzucker durch verschiedene Fleischvergiftungsbakterien (Bac. enteritidis und Bac. paratyphosus), bei der Milchsäure-

gärung durch Bact. aerogenes, bei der von Fitz (1) studierten Erythritgärung, der von Grimbert (1) untersuchten Glyzeringärung durch Bac. orthobutylicus, bei der von Grimbert und Firquet (1) beobachteten Weinsäuregärung, bei der von Schützenberger (1) angegebenen Schleimsäuregärung, bei der von Fitz (1) und von Frankland und Frew (1) beschriebenen Glyzerinsäuregärung, bei den verschiedensten Fäulnisprozessen, bei der Wasserstoffgärung der Zellulose, und manchen anderen Umsetzungen.

Auch bei der Gärung der Aminosäuren durch Hefe findet nach J. Effront (1) eine Wasserstoffentwicklung statt.

Die von Müntz hervorgehobene Wasserstoffbildung bei der Atmung der Pilze konnte von S. Kostytschew (2) für Penicillium glaucum (Fig. 4), Aspergillus niger und Agaricus campestris nicht bestätigt werden.

II. Kapitel.

Kreislauf des Stickstoffs.

1. Bindung des elementaren Stickstoffs.

Der Kreislauf des Stickstoffs unter Mitwirkung von Mikroorganismen erscheint bisher wohl am besten erforscht. Allerdings sind auch hier zahlreiche Fragen offen, darunter gerade solche, die für die Landwirtschaft besondere Bedeutung haben.

Trotz des großen verfügbaren Vorrats elementaren Stickstoffs in der Luft sind eigentlich nur wenige Pflanzen befähigt, den freien Luftstickstoff zu assimilieren, und zwar von grünen Pflanzen fast ausschließlich bloß die Leguminosen mit Hilfe der in den Wurzelknöllchen enthaltenen Bakterien und freilebende niedere Organismen, wie Bakterien und Sproßpilze und wohl auch gewisse Algen und Schimmelpilze. Diese Pflanzen verwenden nun den aufgenommenen Stickstoff zur Bildung von Eiweißkörpern, zum Aufbau ihrer Leibessubstanz. Bei der Fäulnis der Tier- und Pflanzenkörper und ihrer verschiedenen Abbauprodukte entstehen als Endprodukte der durch Mikroorganismen bewirkten Zersetzung Stickstoff und Ammoniak, letztere Verbindung insbesondere bei der Vergärung des im Harn enthaltenen Harnstoffs, der Harnsäure und Hippursäure und der festen Exkremente der Tiere. Damit ist eigentlich schon der Kreislauf des Stickstoffs gegeben. Ammoniumsalze werden von zahlreichen Pflanzen ebenso wie die aus ihnen durch Bakterientätigkeit entstehenden Nitrate assimiliert. Der Kreislauf des Stickstoffs erscheint so erweitert zu einem Kreislauf des Ammoniaks und Salpeters. Diese Verbindungen können aber wieder durch Mikroorganismen eine Spaltung zu Stickstoff und niederen Sauerstoffverbindungen des Stickstoffs erleiden, wodurch sie sich in den allgemeinen Kreislauf des Stickstoffs einfügen.

Geringe Stickstoffmengen, durchschnittlich 2—6 kg pro Hektar und Jahr, werden dem Boden durch Niederschläge zugeführt, und zwar in Form von Ammon-, Nitrit-, Nitrat- und organischem (Amin-) Stickstoff. Von untergeordneter Bedeutung erscheint wohl die Ammon-

adsorption des Bodens, deren Größe hauptsächlich von dem Humusgehalt desselben abhängt. Für die Stickstoffanreicherung im Boden kommen daher hauptsächlich die Mikroorganismen in Betracht.

Berthelot (1) wies zuerst darauf hin, daß die Stickstoffbindung im Boden durch Mikroorganismen erfolgen könne. Den strikten Beweis für diese Anschauung lieferten die späteren Befunde von Hellriegel (1), Wilfarth (1), Hellriegel und Wilfarth (1), Schlösing jun. und E. Laurent (1), Alpe und Menozzi (1) u. a.

Fig. 10. *a* Knöllchenbakterien von Vicia sativa: *b—d* Umwandlung der Stäbchen in Bakteroiden. Nach M. W. Beijerinck.

Nachdem schon vorher zahlreiche Forscher[1]) auf die auch in der praktischen Landwirtschaft beobachtete stickstoffsammelnde Eigenschaft der Leguminosen, auf das Vorhandensein besonderer Wurzelgebilde, der Leguminosenknöllchen, und ihren Zusammenhang mit der Stickstoffassimilation aufmerksam gemacht hatten, gelang es Hellriegel und Wilfarth (1) durch eingehende Versuche festzustellen, daß tatsäch-

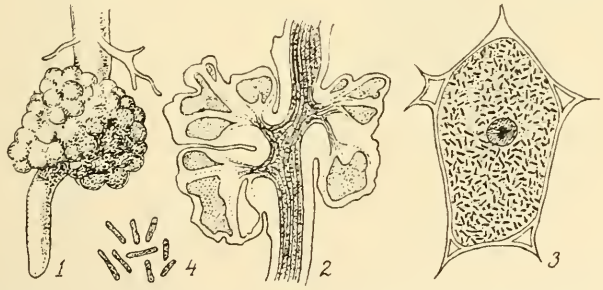

Fig. 11. Bacterium radicicola. *1* Wurzel einer Lupine mit Wurzelknöllchen, schwach vergr.; *2* Durchschnitt durch ein Wurzelknöllchen: stärker vergr.; *3* Eine Zelle des Knöllchens, erfüllt mit Bakterien, 600fach vergr.; *4* Bakterien 1500fach vergr. Nach Woronin und Fischer. Aus R. v. Wettstein „Handbuch der systematischen Botanik".

lich eine solche Stickstoffixierung stattfindet. Von Bedeutung für diese Erkenntnis waren auch die früheren Angaben von B. Frank (2), daß

[1]) Genaue Literaturnachweise findet der Leser in F. Löhnis, Handb. der landw. Bakt. 1910, S. 648 u. f.

die Wurzelknöllchen infolge Infektion der Wurzelhaare durch Mikroorganismen entstehen, und die praktischen Versuche von Schultz-Lupitz (1).

Beijerinck (4) gelang es nun nachzuweisen, daß sein Bacillus radicicola (Fig. 10 u. 11), die Knöllchenbildung bewirken könne und auch in Reinkultur Stickstoff zu binden vermag. Zu gleicher Zeit vermochte auch Prażmowski (1) die bakterielle Entstehung der Leguminosenknöllchen festzustellen. Den noch erübrigenden Einwand,

Fig. 12. Wurzelknöllchen von Robinia Pseudacacia. Nach F. Nobbe.

Fig. 13. Wurzel mit Wurzelknöllchen von Lupinus luteus. Nach A. Mayer.

ob es sich bei der Stickstoffixierung tatsächlich um die Bindung des elementaren Stickstoffs und nicht etwa um eine solche der in der Atmosphäre enthaltenen Stickstoffverbindungen handle, vermochten die Versuche von Schlösing jun. und Laurent (1) und von Alpe und Menozzi (1), in denen die Leguminosen in einer von Stickstoffverbindungen gereinigten Luft herangezogen wurden, zu widerlegen.

Die Knöllchenbildung (Fig. 12 u. 13) an den Wurzeln der Leguminosen erfolgt infolge Infektion durch die im Boden befindlichen

Bakterien, und wird einerseits durch besondere (nicht näher bekannte) Angriffsstoffe ermöglicht, die von den Bakterien ausgeschieden werden und eine Verquellung der Zellwand der Wurzelhaare bewirken können, anderseits durch Bakterien anlockende Wurzelausscheidungen, so weisen z. B. Czapek (1) und Hiltner (1) auf die Reizwirkung der sauren Wurzelausscheidungen hin. Es wird aber auch die chemotaktische Wirkung besonderer spezifischer Reizstoffe der Wurzeln, ausgeschiedener Kohlenhydrate usw. betont.

Die Bakterien erscheinen in den Wurzelhaaren und in den Zellen der Epidermis zuerst in Form von beweglichen Stäbchen, bilden dann Kolonien, die von einer glänzenden Hülle umgeben sind, die mit der Zellwand des Wurzelhaares verwächst. Von da gehen dann bakterienhaltige Schleimstränge aus, die sich in den Rindenzellen verzweigen. Es entsteht so das Knöllchengewebe. Die stäbchenförmigen Bakterien erleiden nun eine wesentliche Verwandlung, indem an ihnen Verzweigungen auftreten. Vielfach bemerkt man auch eine netzförmige Gruppierung derselben. In diesem Stadium der Bakteroidenbildung liefern die Knöllchenbakterien der Wirtspflanze (Leguminose) den Stickstoff. Wahrscheinlich werden von den umgebildeten Bakterien stickstoffhaltige Stoffwechselprodukte ausgeschieden, die von der Leguminose verwertet werden, wie dies von Nobbe, Schmid, Hiltner und Hotter (1) und von Nobbe und Hiltner (1) besonders hervorgehoben wurde. Zur Zeit der Fruchtreife (im Herbste) erfolgt meist die Entleerung der Knöllchen. Die Bakterien wandern wieder in den Boden zurück.

Daß die Knöllchenbakterien (Bact. radicicola) tatsächlich den elementaren Stickstoff binden, geht, wie schon früher erwähnt wurde, aus den mit Reinzuchten ausgeführten Versuchen von Beijerinck (5), Löhnis (1) u. a. hervor.

Eingehende Untersuchungen über das Aussehen, die Züchtung und das Verhalten der in den Leguminosenknöllchen enthaltenen Knöllchenbakterien verdanken wir insbesondere Beijerinck (4), Prazmowski (1), Hiltner und Störmer (1), Löhnis (1), Harrison und Barlow (1) und Buchanan (1).

Die Knöllchenbakterien zeigen vielfach eigentümliche Verzweigungen, wodurch Formen entstehen, die als „Bakteroiden“ bezeichnet werden. Auf die Bildung dieser Verzweigungen und das Freiwerden beweglicher Stäbchen aus den in den Lupinenknöllchen enthaltenen verzweigten Bakteroiden, und auf das gelegentliche Auftreten von Bakterienbüscheln, von Beijerinck „Bakteriensterne“ genannt, machte zuerst Woronin (1) aufmerksam. Es sei bei dieser Gelegenheit erwähnt, daß auch viele andere Bakterien unter Umständen einfache

Verzweigungen aufweisen können, so z. B. Essigbakterien, Bact. radiobacter u. a.

Bemerkenswert erscheint der hohe Stickstoffgehalt der mit Bakteroiden gefüllten Knöllchen, der den normalen Stickstoffgehalt der knöllchenfreien Wurzel und der übrigen Teile der Pflanze weit überschreitet.

In manchen Fällen kann, wie Beijerinck (4) zuerst hervorgehoben hat, auch eine Überwucherung der Knöllchen durch die Knöllchen-Bakterien erfolgen, wobei die Bakteroidenbildung ausbleibt und auch keine entsprechende Stickstoffbindung durch die Leguminose stattfindet.

Außer den eigentlichen Knöllchenbakterien können in den Leguminosenknöllchen gelegentlich auch andere Bakterien vorkommen, so berichtet z. B. Beijerinck (4) über das Auftreten von fluoreszierenden Bakterien in den Knöllchen, ein Befund, der von anderen Forschern später bestätigt werden konnte, Rodella (1) über das Vorkommen von Buttersäurebakterien.

Die Anschauung der einzelnen Forscher darüber, ob es sich bei den Knöllchenbakterien um eine Art, die verschiedene Varietäten aufweist, oder um mehrere Arten handelt, ist eine voneinander sehr abweichende, so nehmen z. B. Hiltner und Störmer (1) zwei, Maaßen und Müller (1) mehrere Arten an. Die aus verschiedenen Leguminosen gezüchteten Knöllchenbakterien zeigen tatsächlich Unterschiede in ihrem morphologischen Aussehen und ihrem kulturellen Verhalten. Eine Vertretbarkeit der Knöllchenbakterien der einen Leguminose durch die anderer Hülsenfrüchte ist aber vielfach nachgewiesen worden. So zeigten F. Nobbe, L. Richter und J. Simon (1), daß auch eine vollständige Vertretbarkeit der Knöllchenbakterien verschiedener Gattungen von Leguminosen möglich sei, und aus den Versuchen von Gerlach und Vogel (1) geht die Vertretbarkeit der Serradella- und Lupinenbakterien hervor. Die fremden Bakterien (Kreuzungsbakterien) sollen sich aber erst nach einer gewissen Anpassung entsprechend bewähren, manchmal versagen sie allerdings ganz. H. Zipfel (1) kommt auf Grund sehr eingehender Untersuchungen zu der Feststellung, daß die Knöllchenbakterien scharf voneinander getrennte Arten darstellen und die Bakteroiden der Knöllchenbakterien nicht als Degenerationserscheinungen, sondern als lebenskräftige, besondere Wuchsformen mit bestimmten biologischen Leistungen anzusehen sind.

Bezüglich der systematischen Stellung der Knöllchenbakterien herrscht keine Übereinstimmung. So wurden sie auch den Myxomyceten angegliedert. Vielfach betonte man ihre Verwandtschaft mit anderen Pilzgruppen, so mit Oospora und mit Sproßpilzen. Zahlreiche

verschiedene Namen wurden ihnen beigelegt. Neben den ursprünglichen Bezeichnungen Bacillus radicicola und Bacterium radicicola finden wir die Benennungen Rhizobium, Rhizobacterium, Pseudomonas, Phytomyxa.

Die Optimaltemperatur des auch gegen Austrocknung sehr widerstandsfähigen Bact. radicicola (Fig. 10 u. 11) ist nach Beijerinck (4) eine sehr niedrige, sie liegt nämlich zwischen 2—12 ° C.

Fig. 14. *a* Azotobacter chroococcum. 24 Stunden alte Kultur auf Glukose-Agar; *b* Clostridium Pastorianum: *c* Clostridium Pastorianum mit sporentragenden Spindeln. Vergr. 1000. *a* nach M. W. Beijerinck, *b* und *c* nach Winogradsky.

Auf die geringe Empfindlichkeit der im Boden befindlichen Knöllchenbakterien gegen Trockenheit hat J. Simon (1) hingewiesen. Edwards (1) konnte feststellen, daß sich Bacterium radicicola einige Jahre (auch über 4 Jahre) auf Maltoseagar lebend erhält, ohne seine Wirkungsfähigkeit zu verlieren.

Von Interesse sind die Feststellungen von Ball (1) über die Raschheit, mit der die lebhaft beweglichen Knöllchenbakterien sich im Boden verbreiten. Daß Bacillus radicicola auch in Abwesenheit der Wirtspflanze den elementaren Stickstoff zu binden vermag, hat auch Fred (1) bestätigt.

Eingehende Untersuchungen über die Impfung des Bodens mit Reinkulturen von Knöllchenbakterien verdanken wir insbesondere Hiltner (2) und J. Vogel (1). Ein späteres Kapitel wird darüber Näheres bringen.

Fig. 15. Bac. malabarensis. Auf Mannitagar. Vergr. ca. 1200. Nach F. Löhnis und N. K. Pillai.

Fig. 16. Bac. malabarensis. Auf Fleischagar. Vergr. ca. 1200. Nach F. Löhnis und N. K. Pillai.

Auch bei manchen Nichtleguminosen wurde Knöllchenbildung beobachtet, so bei der Erle, die nach Nobbe und Hiltner (2) zur Bindung des elementaren Stickstoffs befähigt erscheint.

Auf Grund eingehender Untersuchungen über pflanzliche Aktinomykosen bei Alnus glutinosa und Myrica Gale wurde von Peklo (1) darauf hingewiesen, daß die Endophyten der Wurzelknöllchen von Alnus und Myrica Aktinomyceten sind. Für die Bindung des Stickstoffs ist auch wohl die häufig auftretende Mykorrhiza (Wurzelverpilzung) von Bedeutung.

Wie eingangs erwähnt wurde, vermögen auch freilebende Mikroorganismen den elementaren Stickstoff zu binden. Nachdem schon M. Berthelot (1 u. 2) und Schlösing jun. und Laurent (1) die Stickstoffbindung im Boden durch Mikroorganismen nachgewiesen hatten, gelang es insbesondere Winogradsky (2), experimentell festzustellen, daß es tatsächlich im Boden freilebende Mikroorganismen gibt, die den elementaren Stickstoff

binden. Von Beijerinck (6) wurde in der Folge sein durch sehr kräftige Stickstoffbindung ausgezeichnetes aerobes Azotobacter chroococcum (Fig. 14) isoliert.

Die Fähigkeit der Stickstoffbindung konnte für verschiedene Bakterien, anaerobe und aerobe, festgestellt werden, so von S. Winogradsky (2 und 3) für das von ihm entdeckte Clostridium Pasteurianum (Fig. 14); ähnliche Clostridienformen wurden von vielen Forschern in den verschiedensten Substraten gefunden. Hierher gehören auch H. Pringsheims (2) Clostridium americanum, die von W. Benecke und J. Keutner (1) aus Meerwasser isolierten Clostridium Pastorianum und Clostridium giganteum, n. sp. u. a. Bredemann (1) faßt diese Clostridien als Varietäten einer außerordentlich verbreiteten Art, des Bac. amylobacter van Tieghem A. M. et Bredem. auf.

Wie Beijerinck und van Delden (3) gezeigt haben, vermag auch der aerobe Granulobacter Stickstoff zu binden. Hierher gehören Granulobacter polymyxa, Granulobacter sphaericum und Granulobacter reptans, die nach Bredemann (2) als Varietäten des Bacillus asterosporus anzusehen sind. Die beiden früher genannten Forscher (Beijerinck und van Delden) konnten auch bei Bacillus mesentericus (Fig. 6) Stickstoffbindung beobachten. F. Löhnis und Pillai (1) haben bei dem aus südindischer Reisfelderde isolierten Bacillus malabarensis (Fig. 15 u. 16) und Bac. oxalaticus (Fig. 17) deutliche Stickstoffbindung festgestellt. In gleicher Weise verhielt sich nach Löhnis und Westermann (1) Bacillus danicus, der ebenso wie die vorgenannte Bakterie der Mesentericus-Gruppe zuzuzählen ist. Weitere Stickstoffbinder sind das von M. W. Beijerinck und A. van Delden (3) isolierte Azotobacter agile, die von J. G. Lipman (1) gefundenen Azotobacter vinelandii, Azotobacter Beijerinckii u. a.

Fig. 17. Bacillus oxalaticus. Vergr. 1200. Nach F. Löhnis und N. K. Pillai.

Nach Löhnis (1) und Löhnis und Pillai (1) erweisen sich Vertreter der Pneumonie-Gruppe als befähigt, freien Stickstoff zu binden, so auch Bact. acidi lactici, Bact. pneumoniae, Bac. lactis innocuus und Bact. lactis viscosum. Weitere Bakterien, denen diese Eigenschaft in größerem oder geringerem Grade zukommt,

sind auch Micrococcus sulfureus, Bact. prodigiosum, Bact. chrysoglaea, Bact. turcosum, Bact. tartaricum, Bact. lipsiense, eine von E. de Kruijff (2) entdeckte stäbchenförmige gelatineverflüssigende Bakterie, die einen gelben Farbstoff bildet, ein von J. G. Lipman (2) isolierter Bacillus pyocyaneus und von Chester (1) aufgefundene Bakterien.

Über physiologisch recht merkwürdige Stickstoffassimilanten, Bac. Hiltneri und Bac. azotofluorescens, berichtet H. Kaserer (3) in einer vorläufigen Mitteilung. Auch Bact. xylinum (Brown) scheint meinen Versuchen zufolge befähigt zu sein, den elementaren Stickstoff zu assimilieren. Auf das Vorkommen von stickstoffbindenden Bakterien (Azotobacter, Clostridien) im Meerwasser des Golfes von Neapel hat W. Benecke (2) hingewiesen.

H. Pringsheim (3) gelang es, aus Erde thermophile Bakterien zu isolieren, die sich zur Assimilation des Luftstickstoffes befähigt zeigten. Es waren lange, dünne, sporenbildende Stäbchen, die auch Neigung zur Kettenbildung zeigten.

Nach Beijerinck und van Delden (3) erscheinen Bact. aerogenes und Bact. radiobacter als häufige Begleitorganismen des Azotobacters. Auf die begünstigende Wirkung, die gewisse Bakterien (Begleitorganismen) auf die Stickstoffbindung durch Azotobacter ausüben, hat Lipman (1) hingewiesen. Nach R. Greig-Smith (1) zeigte sich in dieser Beziehung die Anwesenheit von Bact. radiobacter und Bact. levaniformans recht vorteilhaft. Wie Beijerinck (7) feststellen konnte, tritt in Mischkultur mit Zellulosezersetzern eine sehr befriedigende Stickstoffbindung durch Azotobacter ein. H. Fischer (1), Reinke (1), Keutner (1) u. a. betonen die Häufigkeit der Symbiose von Azotobacter mit Algen. Auf das Vorkommen von Azotobacter chroococcum als Epiphyt auf Algen wies u. a. auch Keding (1) hin.

Azotobacter zeigt auch in Zuckerlösungen und in Nährlösungen, die Salze organischer Säuren als Kohlenstoffquelle enthalten, kräftige Stickstoffbindung.

H. Krzemieniewska (1) fand als notwendige Mineralbestandteile für die Entwicklung von Azotobacter Kalium, Kalzium, Magnesium, Phosphor und Schwefel. Die Notwendigkeit des Kaliums für die Entwicklung des Azotobacter chroococcum wurde von H. Krzemieniewska (2) besonders betont. Vogel[1]) bestätigte, daß die Stickstoffsammlung in kalihaltigen Nährlösungen eine viel kräftigere sei,

[1]) Vogel, Zentralbl. f. Bakt., 2. Abt., Bd. 32, 1912, S. 411. Dort findet der Leser auch weitere Literaturangaben.

als in solchen, die nur Spuren von Kalium enthalten. Ein vollständiger Ausschluß des Kaliums konnte in den Nährlösungen nicht erzielt werden. Nach Befunden von H. Kaserer (4) bedarf diese Bakterie auch des Eisens und Aluminiums als Nährstoff. Von M. W. Beijerinck (8) wurde Kalziummalat für die Züchtung von Azotobacter empfohlen. C. Hoffmann und B. W. Hammer (1) erhielten für Azotobacter einen Proteingehalt von 8,31 bis 19,13 %, und einen Phosphorgehalt von 2,51 bis 2,97 %. Wie A. Krainsky (1) gezeigt hat, verbraucht Azotobacter in flüssigen Kulturen 100 bis 200 Einheiten Kohlenstoff auf eine Einheit gebundenen Stickstoffs, in Sandkulturen nur 11—30 Einheiten. Nach H. Fischer (2) zeigt Azotobacter bei Wassermangel eine Umbildung der ganzen Zelle zur Dauerspore, die mehr als ein Jahr lufttrocken gehalten, lebend bleibt. In frische Nährlösung gebracht, keimt die Dauerspore rasch aus; ein Abwerfen der Sporenmembran findet nicht statt. Fischer weist auch auf die Formenmannigfaltigkeit des Azotobacter chroococcum hin. Wie aus den von J. G. Lipman (3) ausgeführten vergleichenden Versuchen mit verschiedenen Azotobacter-Kulturen hervorgeht, zeigte eine fünf Jahre unter künstlichen Bedingungen gezogene Kultur von Azotobacter vinelandii die stärkste Stickstoffassimilation. Bei dieser Bakterie trat auch eine wesentliche Steigerung der Stickstoffbindung bei Erhöhung des Mannitzusatzes ein. Als Temperaturoptimum für Azotobacter gilt die Temperatur zwischen 20 und 30 ° C.

S. Krzemieniewski (1) und Bredemann (1) haben auf den günstigen Einfluß von Erde bezw. Humus für die Züchtung stickstoffbindender Bakterien hingewiesen. Wie S. Krzemieniewski (1) zeigte, begünstigt ein Erdzusatz die Stickstoffbindung von Azotobacter sehr bedeutend, und zwar handelt es sich um die Erde selbst, nicht etwa um die in der Erde vorhandenen anderen Bakterien, die etwa in Rohkulturen anwesend sind, da auch sterilisierte Erde die gleiche fördernde Wirkung aufwies. Der gleiche günstige Effekt wurde durch Zusatz von natürlichen Humussäuren (Kalium-, Kalzium- oder Natriumhumat) erhalten. Auch der Verbrauch an Kohlenhydraten erschien bei Anwesenheit von Humusstoffen ein ökonomischerer. Bredemann (1) konnte nachweisen, daß die Verschiedenheit, die eine große Zahl von ihm untersuchter Amylobacter-, Clostridium- und Granulobacter-Arten zeigte, durch gleichartige Kultur beseitigt werden konnte. Er faßte daher auch diese Bakterien zu einer Spezies B. Amylobacter zusammen. Den einzelnen Stämmen konnte durch Kultur auf steriler Erde oder durch Zusatz von steriler Erde zu stickstofffreier Nährlösung das Stickstoffbindungsvermögen angezüchtet werden. Auch 27 Stämme des Bacillus asterosporus, die Bredemann (2) zu einer

Spezies gehörig befand, konnten durch geeignete Kultur zur Stickstoffbindung veranlaßt werden. Es sei erwähnt, daß Bredemann bei Bac. asterosporus eine durch längere Züchtung im Laboratorium erfolgte Reduktion der Sporengröße und Wiedergewinnung der alten Größe durch entsprechende Züchtung beobachtet hat. Th. Remy und G. Rösing (1) führen die Reizwirkung natürlicher Humusstoffe für die Entwicklung und Stickstoffbindung des Azotobacter allerdings auf den Eisengehalt derselben zurück.

Nach H. Pringsheim (2) vermag ein Zusatz von gebundenem Stickstoff zur Nährlösung, so von Ammoniumsulfat, Clostridium americanum zur guten Ausnützung auch anderer Kohlenstoffquellen als Traubenzucker z. B. von Stärke, Mannit, Rohrzucker und Milchzucker unter gleichzeitiger Bindung des Luftstickstoffs zu veranlassen.

Die günstige Beeinflussung der Stickstoffbindung durch Lüftung geht recht deutlich aus den Versuchen von Gerlach u. Vogel (2) hervor.

Von den vier von Löhnis u. Westermann (1) aufgestellten Typen von Azotobacter, nämlich Azotobacter chroococcum, A. Beijerinckii, A. agile, A. vitreum, deren morphologische, kulturelle und physiologische Eigenschaften die genannten Forscher eingehend studiert haben, zeigen drei auch Pigmentbildung. Bemerkenswert ist die Bildung eines braunen bis schwarzen Farbstoffs durch Azotobacter chroococcum, eines gelben Farbstoffs durch Azotobacter Beijerinckii. Auch Azotobacter vitreum vermochte einen braunen bis schwarzen Farbstoff zu bilden, jedoch nur in Mischkultur mit Dematium pullulans, während diese Bakterie sonst nur durchscheinende glasige Schleimmassen bildet. Die Pigmentbildung durch verschiedene Rassen von Azotobacter chroococcum wurde in letzter Zeit auch von Omeliansky und Ssewerowa (1) in sehr eingehender Weise studiert. Die Bildung eines gelben Farbstoffes auf Fleischagar zeigte eine von E. de Kruijff (3) isolierte freien atmosphärischen Stickstoff assimilierende stäbchenförmige Bakterie. Erwähnt sei, daß nach E. de Kruijff (3), der eine Reihe aerober, den elementaren Luftstickstoff bindender Bakterien isoliert hat, von denen insbesondere ein Micrococcus und zwei Stäbchenbakterien eine kräftige Stickstoffassimilation zeigten, Azotobacter chroococcum in den Tropen nicht vorkommt.

L. Felsinger (1) weist darauf hin, daß in Versuchen mit Rohkulturen von Bakterien und Benutzung verschiedener Kohlenstoff- und Stickstoffquellen bei einem bestimmten Verhältnis von Kohlenstoff zu Stickstoff weder Stickstoffbindung noch Stickstoffentbindung zu beobachten ist, daß vielmehr in diesem Falle der Stickstoff unter Vergärung der Kohlenstoffverbindungen restlos assimiliert wurde. Ist ein

Überschuß an Kohlenstoffverbindungen in der Nährlösung vorhanden, so tritt Stickstoffbindung, ist ein solcher von Stickstoffverbindungen vorhanden, Stickstoffentbindung ein.

Wie A. Koch und S. Seidel (1) gezeigt haben, wird von Azotobacter in der ersten Zeit der Entwicklung per Einheit des verbrauchten Energiematerials mehr Stickstoff assimiliert wie später; mit der Beendigung der Vermehrung hört die weitere Stickstoffbindung auf.

Über die Verwendung von Agar-Agar als Energiequelle zur Assimilation des Luftstickstoffs liegen von H. und E. Pringsheim (1) ausgeführte Versuche mit Mischzuchten von Azotobacter chroococcum und Bac. gelaticus und mit Clostridium Americanum und Bac. gelaticus vor. Die gebundene Stickstoffmenge war eine recht große, die Agarverflüssigung erwies sich als eine sehr langsame. Außer Bac. gelaticus zeigen bekanntlich auch das von K. Panek (1) entdeckte Bact. betae viscosum und das von Biernacki (1) aus getrockneten Malagatrauben isolierte Bacterium Nenckii die Fähigkeit zur Verflüssigung von Agar-Agar. Versuche über das Verhalten dieser Bakterien zu Azotobacter auf Agar wären von Interesse.

Mischzuchten von Clostridien und zellulosezersetzenden Bakterien zeigten nach H. Pringsheim (4) eine besonders gute Ausnützung der Kohlenstoffquelle (Zellulose), die jene der allein gezüchteten Clostridien bei Anwesenheit von Zuckerarten, Stärke und Mannit übertrifft. Auch nach A. Koch (1) erweist sich die Ausnützung der Zellulose bei Anwesenheit von zellulosezersetzenden Mistbakterien für die Stickstoffbindung vorteilhafter als jene von Dextrose.

Von zahlreichen Forschern wurde eine Stickstoffanreicherung in altem, mit Erde bezw. stickstoffbindenden Bakterien infiziertem Laub nachgewiesen, so von Henry (1), Düggeli (1), Bredemann (1) u. a. Montemartini (1) wies die Stickstoffanreicherung in abgefallenen Platanenblättern und Erlenblättern nach.

Schimmelpilzen wird gleichfalls die Fähigkeit zugesprochen, den elementaren Stickstoff zu binden. So vermögen dies nach B. Frank (3) Penicillium-Arten, z. B. Penicillium cladosporioides, nach Berthelot (3) Aspergillus niger, Alternaria tenuis und Gymnoascus, nach Puriewitsch (1) Aspergillus niger, Penicillium glaucum, nach Saida (1) Aspergillus niger, Mucor stolonifer, Phoma betae und Endococcus purpurascens, nach Remy (1) insbesondere Aspergillus niger, nach Ternetz (1) Phoma-Arten, Penicillium glaucum und Aspergillus niger, nach H. Fröhlich (1) Alternaria tenuis, Macrosporium commune, Hormodendron cladosporioides und Cladosporium herbarum, nach Latham (1) Aspergillus niger zu tun. Wie Ch. B. Lipman (1)

gezeigt hat, sind Penicillium glaucum, Aspergillus niger und Botrytis cinerea imstande, den elementaren Stickstoff zu binden. Gleiches beobachtete G. Stahel (1) für Botrytis cinerea, Bispora molinioides, Epicoccum purpurascens und Melanomma spec. Heinze (1) stellte die Fähigkeit zur Assimilation des elementaren Stickstoffs für Dematium pullulans und Streptothrix odorifera fest. Diesen positiven Befunden stehen auch vielfach negative Befunde anderer Forscher gegenüber. So zeigte in den Versuchen F. Czapeks (2) Aspergillus niger keine Stickstoffassimilation. B. Heinze (2) konnte in seinen Versuchen mit Phoma betae, Aspergillus niger, Penicillium glaucum und Mucor stolonifer keine ausgesprochene Bindung des Luftstickstoffs wahrnehmen.

Hervorheben möchte ich, daß, während in den Versuchen von Saida (1) Monilia variabilis nicht imstande war, den freien Luftstickstoff zu assimilieren, von mir wiederholt beobachtet werden konnte, daß Monilia candida nicht bloß in mineralischen Zuckerlösungen mit Ammoniumsalzen als Stickstoffquelle, sondern auch bei Abwesenheit von Stickstoffverbindungen in solchen Lösungen eine sehr kräftige Vermehrung zeigte. Ebenso verhielten sich Oidium lactis und Dematium pullulans. Für letzteren Pilz (Dematium) haben schon früher außer Heinze auch Löhnis und Pillai (1) die Fähigkeit zur Assimilation des freien Stickstoffs nachgewiesen.

Auch Sproßpilzen kommt diese Eignung zu, wie dies Zikes (1) für Torula Wiesneri, der Verfasser (1) für Sacch. Pastorianus III Hansen feststellen konnte. Auch Ch. B. Lipman (1) wies für mehrere Saccharomyceten und Mycoderma vini die Fähigkeit zur Bindung des elementaren Stickstoffs nach. In nahezu stickstofffreiem Glukoseagar zeigten nach Zikes (1) auch Willia anomala und Willia saturnus kräftige Entwicklung, und auch Mycoderma cerevisiae, Mycoderma rubra und Pichia farinosa gediehen recht gut. Bezüglich der Apiculatushefe, des Saccharomycodes Ludwigii und der Schizosaccharomyceten (Schizosaccharomyces Pombe) möchte ich bemerken, daß sie auch in stickstoffhaltigen mineralischen Nährlösungen, besonders in ammoniakalischen Zuckerlösungen, so gut wie keine Entwicklung zeigen, sofern nicht für eine sehr große Hefeneinsaat gesorgt wird.

Für die Stickstoffbindung im Boden scheinen auch Algen von Bedeutung zu sein, sei es, daß sie selbst den Stickstoff binden oder auch durch eine Symbiose mit Pilzen förderlich wirken, wie dies aus den Versuchen von Frank (4), Schlösing jun. und Laurent (2), P. Kossowitsch (1), A. Koch und P. Kossowitsch (1), Bouilhac (1), Stoklasa (2), Beijerinck (6), Bouilhac und Giustiniani (1), Heinze (3) und Wilfarth und Wimmer (1) hervorgeht.

2. Assimilation von Ammoniumverbindungen und Nitraten.

Die Fähigkeit der Mikroorganismen zur Assimilation von Ammoniumverbindungen wurde schon von Dujardin (1) festgestellt. Diese Aufnahme und Verarbeitung von Ammoniumverbindungen kann durch zahlreiche im Boden befindliche Mikroorganismen, Bakterien, Sproß- und Schimmelpilze erfolgen. Über das eigentümliche Verhalten der Hefen (Sproßpilze) gegenüber solchen Verbindungen bei Einsaat kleiner

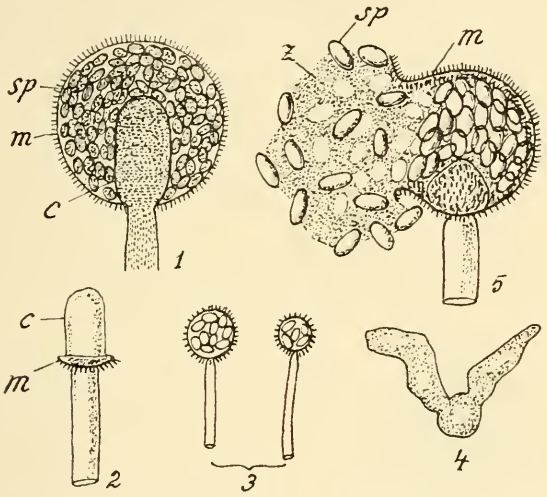

Fig. 18. *1—4* Mucor Mucedo L. *1* Sporangium, *c* Columella, *m* Sporangienmembran, *sp* Sporen; *2* ein entleertes Sporangium mit Columella *c* und Rest der Membran *m*; *3* zwei kleine Sporangien ohne Columella mit wenigen Sporen; *4* keimende Spore. *5* Mucor mucilagineus Bref. ein Sporangium in der Sporenentleerung begriffen. Vergr. 1 : 225; 2—5 : 300. Nach Brefeld. Aus F. von Tavel „Vergl. Morphologie der Pilze".

Mengen dieser Organismen in mineralische Nährlösungen liegen eingehende Untersuchungen von Wildiers (1), A. Amand (1), H. Pringsheim (5), Henneberg (1) und vom Verfasser (2) vor[1]). Zahlreiche Befunde über die Assimilation von Ammon-, Nitrat- und Amidstickstoff durch Mikroorganismen verdanken wir Bierema (1 u. 2) und O. Hagem (2). Miyoshi (1) hat die anlockende (chemotaktische) Wirkung der Ammonsalze auf Schimmelpilze nachgewiesen.

[1]) Näheres hierüber findet der Leser in meiner „Einführung in die Mykologie der Genußmittel und in die Gärungsphysiologie", Berlin 1911.

Von G. Ritter (1) mit Thamnidium elegans, Mucor Mucedo (Fig. 18, 19, 20), Mucor racemosus (Fig. 21) und Rhizopus nigricans ausgeführte Versuche ergaben, daß sich für ihre Entwicklung Ammoniumphosphat am zuträglichsten erweist, weniger gut gediehen sie bei Verwendung von Ammoniumsulfat, am schlechtesten von Ammoniumnitrat und Ammoniumchlorid als Stickstoffquelle. Für Aspergillus glaucus, Mucor racemosus und Cladosporium herbarum fand Ritter, daß sie Ammoniumstickstoff ebensogut auszunützen vermögen wie Nitratstickstoff

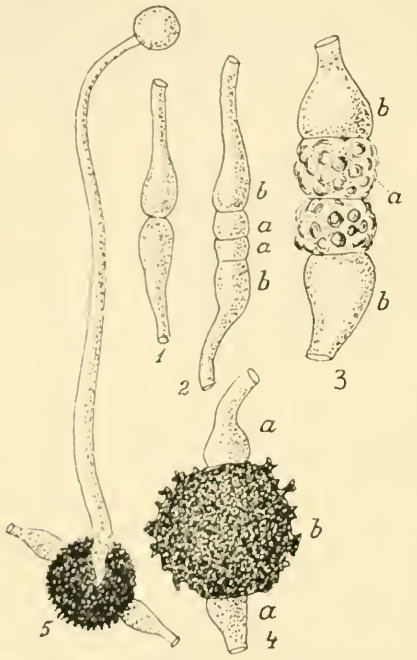

Fig. 19. Mucor Mucedo L. *1—5* Zygosporenbildung. *1* Die gegeneinander wachsenden Konjugationsäste; *2* zeigt die Abgrenzung der konjugierenden Zellen *a* von den Suspensoren *b*; *3* die Konjugation hat stattgefunden, die beiden Zellen *a* sind aber noch zu erkennen, die Differenzierung der Warzen der Membran beginnt; *4* reife Zygospore *b* zwischen den Suspensoren *a*; *5* fruktifikative Keimung der Zygospore. 1—4 : 225; 5 : ca. 60. Nach Brefeld. Aus F. v. Tavel „Vergl. Morph. der Pilze".

P. Ehrenberg (1) betont, daß den Bodenpilzen eine viel größere Bedeutung für die Festlegung des Ammoniakstickstoffs in Eiweißform zukomme, als den Bodenbakterien.

Ebenso kann der Nitratstickstoff, wie dies F. Cohn (1) und Lex (1) zuerst gezeigt haben, von Bakterien assimiliert werden. In der Folge wurden von einer Reihe von Forschern, so von Nägeli und Loew (1), Heraeus (1), Beijerinck (9), Hj. Jensen (1), Maaßen (2), Beijerinck und van Delden (1), F. Löhnis (1) und Bierema (1), zahlreiche Bakterien hierzu befähigt gefunden.

Nach den Feststellungen von E. Laurent (2) und Beijerinck (10) vermögen auch Sproßpilze Nitrate zu assimilieren. Gleiches gilt den Befunden von Schlösing und Müntz (1), Nägeli und Loew (1), Stutzer und Rothe (1) und Bierema (1) zufolge für verschiedene Schimmelpilze. Löhnis (2) weist auf die aus seinen Versuchen hervorgehende interessante Tatsache hin, daß die stickstoffassimilierenden Bakterien auch den Nitratstickstoff verarbeiten können, und ebenso die Nitratassimilanten zumeist zur Stickstoffbindung be-

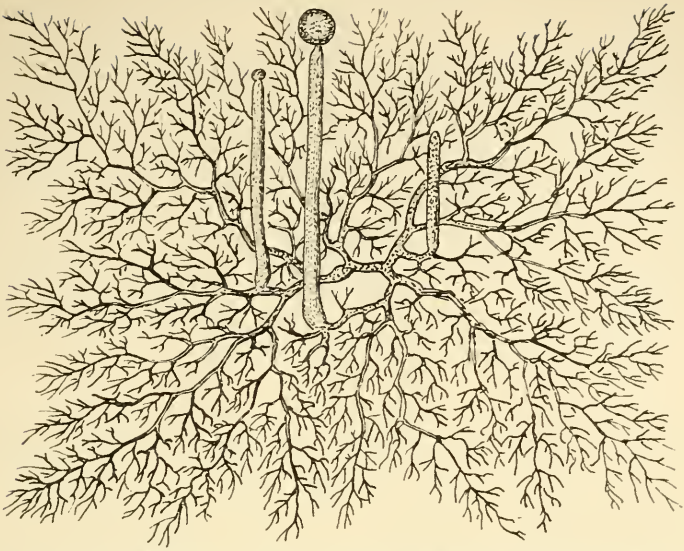

Fig. 20. Mucor Mucedo L., aus einer Spore hervorgegangenes, einzelliges Mycel mit drei Sporangienträgern in verschiedenen Alterszuständen (schwach vergr.). Nach Kny. Aus F. von Tavel „Vergleichende Morphologie der Pilze".

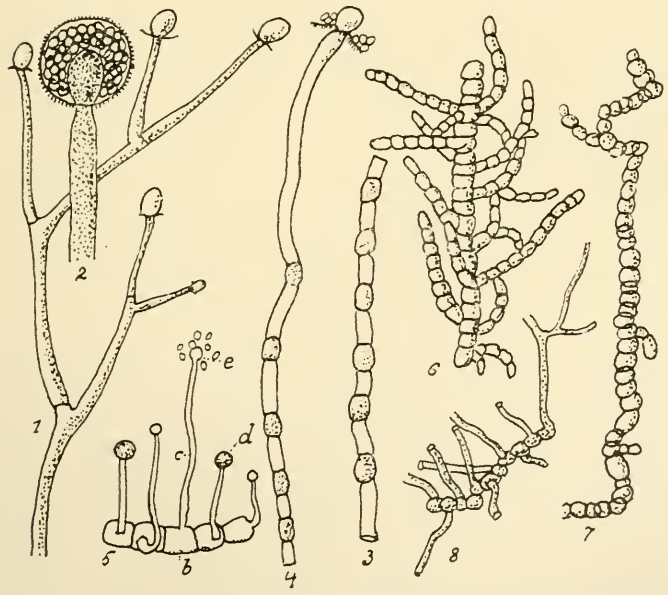

Fig. 21. Mucor racemosus Fres. *1* verzweigter Sporangienträger mit Sporangien; *2* Sporangium; *3* und *4* Chlamydosporenbildung: *5* in Reihen gebildete Chlamydosporen *b*, welche an der Luft Sporangienträger *c* bilden, die Sporangien sind in *d* noch ungestört, in *e* schon entleert: *6* Mycelabschnitt, bei reicher Ernährung in kurze Glieder geteilt und zerfallend; *7* kleines Mycel bei reicher Ernährung in Oidien zerfallend, die zur Keimung wieder anschwellen: *8* vegetative Keimung dor Oidien in Flüssigkeit. Vergr. *1, 3, 4, 8*: 80, *2*: 300, *5—7*: 120. Nach Brefeld. Aus F. von Tavel „Vergl. Morphologie der Pilze".

fähigt sind. Von besonderer Bedeutung für die Salpeterassimilation erwies sich eine kräftige Lüftung und der Zusatz einer größeren Menge organischer Substanzen, so auch von Stallmist.

Die kräftige Eiweißbildung aus Ammoniumsalzen und Salpeter durch Boden-Mikroorganismen zeigen recht deutlich die Versuche von Lemmermann, Fischer und Husek (1).

Auf die Eiweißbildung aus Ammoniak und Nitraten in flüssigen Kulturen machte J. Vogel (2) aufmerksam. Im Boden erhielt dieser Forscher unter den von ihm gewählten Versuchsbedingungen allerdings keine Vermehrung des unlöslichen Stickstoffs, er bemerkte vielmehr einen erheblichen Verlust durch Denitrifikation.

3. Die Zersetzung der Eiweißkörper und ihrer Abbauprodukte.

An dem Abbau organischer Stickstoffverbindungen beteiligen sich namentlich anaerobe Bakterien, so der Bac. putrificus, wie dies durch Müntz (1), Beijerinck (11), B. Bienstock (2), Tissier und Martelly (1), Salus (1) u. a. festgestellt werden konnte, doch wirken auch aerobe Organismen in dieser Richtung.

Sehr eingehende Untersuchungen über die Ammoniakbildung aus Eiweißkörpern wurden von E. Marchal (1) ausgeführt. Diesem Forscher zufolge sind in sauren Humusböden hauptsächlich Schimmelpilze wie Aspergillus terricola, Cephalothecium roseum u. a. als Ammoniakbildner tätig. Butkewitsch (1) weist darauf hin, daß sich unter den Schimmelpilzen namentlich Aspergillus niger durch starke Ammoniakbildung auszeichnet. Löhnis (3) betont besonders die vielfach recht kräftige Ammoniakbildung unter aeroben Verhältnissen. Für die Ammoniakbildung bei der Verwesung der Pflanzen erscheint nach Bail (1) Bac. subtilis von besonderer Bedeutung.

Zu einer sehr kräftigen Ammoniakbildung aus organischen Verbindungen sind von den daraufhin untersuchten Bakterien Bac. mycoides (Fig. 22), Bac. subtilis und Bac. fluorescens befähigt. Nach W. Stern (1) zeigten sich als besonders kräftige aerobe Ammoniakbildner des Bodens und Düngers aus organischen Stoffen Bacterium punctatum, Bac. fluorescens, Bacterium punctatum var. bruneum und Bact. erythrogenes. Wie M. Müller (1) hervorgehoben hat, kann die Ammoniakbildung aus organischen Stickstoffverbindungen auch bei niederen Temperaturen, solchen um 0° C. herum, durch sogenannte glaciale Bakterien erfolgen.

Nach Th. Remy und G. Rösing (2) wird die Peptonzersetzung durch Bodenbakterien durch Zusatz von Kali- und Magnesiumsalzen,

Phosphaten und Sulfaten, Bodenauszügen und durch kräftige Lüftung verstärkt.

Von Interesse erscheinen die Befunde von Abderhalden, L. Pincussohn und Walther (1) über das abweichende Verhalten verschiedener Bakterien gegen synthetische Peptone.

Über die Bildung von Ammoniak aus Amiden (Asparagin) durch Bact. pyocyaneum liegen Untersuchungen von Arnaud und Charrin (1) vor. Nawiasky (2) hat die Zersetzung von Amiden durch B. proteus

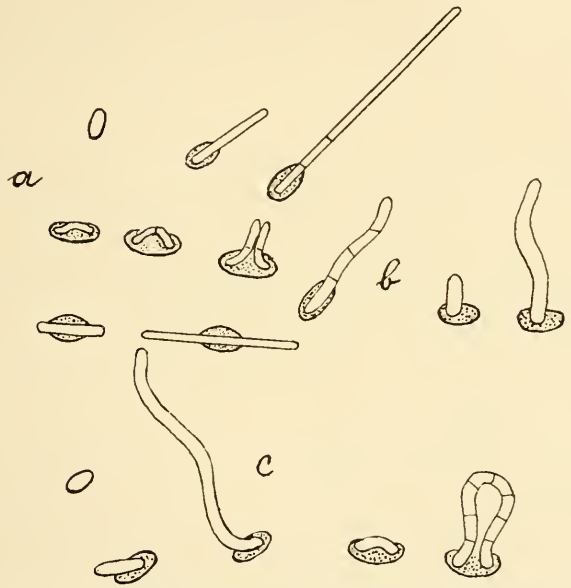

Fig. 22. *a* Bacillus mycoides, Keimung; *b* Bacillus mycoides α, Keimung; *c* Bacillus mycoides γ, Keimung. Nach K. Holzmüller.

studiert. Von E. Marchal (1) wurde die Ammoniakbildung aus Amiden durch Bacillus mycoides festgestellt. Physiologisches Interesse bieten die Befunde von Nadson und Adomovič (1), die auf die großen Veränderungen hinweisen, die Bacillus mycoides durch seine eigenen Stoffwechselprodukte in morphologischer und kultureller Beziehung erleidet.

Auch das im Guano enthaltene Guanin kann durch Bakterien gespalten werden. Eine hierzu befähigte Bakterie wurde von Ulpiani und Cingolani (1) isoliert, die Guanin in Guanidin, Harnstoff und Kohlensäure spaltet. Bierema (1) wies auf die Ammoniakbildung aus Guanidin hin.

Nach J. Effront (2), der das Verhalten der Buttersäurebakterien zu Amiden eingehend geprüft hat, vermögen auch diese Bakterien Ammoniak aus stickstoffhaltigen Verbindungen abzuscheiden.

Wie Berghaus (1) gezeigt hat, findet die Ammoniakbildung auch nach Aufhören der weiteren Vermehrung der Bakterien statt. Auch durch Toluol abgetötete Bakterien zeigten Ammoniakbildung. Ähnliches geht aus den Feststellungen Nawiaskys (2) hervor, demzufolge auch durch abgetötete Zuchten des Bac. proteus vulgaris, der eine sehr kräftige Zersetzung von Aminosäuren bewirkt, ein Abbau von Asparagin zu Bernsteinsäure und Ammoniak stattfindet, so daß also wohl eine Enzymtätigkeit angenommen werden muß. Tatsächlich hat auch Effront (3) in der Hefe ein Enzym, die Amidase nachgewiesen, das Amidosäuren in freie Säuren und Ammoniak spaltet. Auf die Ammoniakbildung bei der Vergärung des Glykokolls, Asparagins und der Glutaminsäure durch Hefe unter gleichzeitiger Entstehung flüchtiger Säuren wie Essigsäure, Propionsäure und Buttersäure hat ebenfalls Effront (1) hingewiesen. Untersuchungen über das Verhalten von Pilzen gegenüber Aminosäuren liegen auch von Herzog und Saladin (1) vor. Solche über die Spaltung racemischer Aminosäuren durch Pilze wurden von H. Pringsheim (6) ausgeführt.

Bei steigender Menge von stickstoffhaltigen Substanzen im Boden nimmt auch die Ammoniakproduktion zu, wie dies auch die Versuche von Lipman, Brown und Oven (1) zeigen.

Eingehende Untersuchungen über die bei der Fäulnis menschlicher Organe entstehenden Substanzen hat Th. Panzer (1) ausgeführt.

Die Wirkung von Fäulnisgasen auf Hefe wurde von Trillat und Sauton (1) geprüft; sie zeigten bei nicht zu starker Konzentration einen entwicklungs- und gärungsfördernden Einfluß.

Durch Mikroorganismen kann auch die Entbindung von elementarem Stickstoff aus organischen Substanzen und aus Ammoniak bewirkt werden. So beobachteten Gautier und Étard (1) und Gibson (1) bedeutende Stickstoffverluste bei der Fleischfäulnis, Jentys (1) bei der Aufbewahrung von frischen Pferdeexkrementen, B. Sjollema und C. Ruyter de Wild (1) von Rinderkot und Harn. Zur Entbindung von Stickstoff aus Eiweißkörpern sind nach Dupont (1) Bac. mesentericus ruber, nach Wolffin (1) und Pennington und Küsel (1) Coli-Bakterien, nach Emmerling (1) Proteus vulgaris besonders befähigt. Einen bedeutenden Stickstoffverlust bemerkten König, Spieckermann und Olig (1) bei der Zersetzung von Eiweißkörpern durch Heubakterien.

Ebenso findet die Bildung von Stickstoffoxydul bei verschiedenen Gärungsprozessen statt, so insbesondere bei der Fäulnis, bei der Melassegärung usw. Seine Entstehung wurde von vielen Forschern bei Gärungs-

vorgängen beobachtet, so von Schlösing und Rey (1), Dubrunfaut (1), Dehérain und Maquenne (1), Gayon und Dupetit (1), Beijerinck und Minkman (1), welche Letzteren auch feststellten, daß manche Bakterien den Sauerstoff des Stickstoffoxyduls ausnützen können, und kürzlich insbesondere von Shigehiro Suzuki (1) eingehend studiert, der auch die Methoden der Bestimmung des Stickoxyduls in den Gärungsgasen einer vergleichenden Prüfung unterzog. Suzuki konnte die Stickoxydulbildung bei Impfung von verschiedenen Nährflüssigkeiten mit frischer Gartenerde und ebenso mit Bakterienreinzuchten (Bac. Stutzeri, Bac. filefaciens) feststellen. Auf die Bildung von Stickoxyd und Stickstoffoxydul bei Fäulnis- und Gärungsprozessen hat auch Br. Take (1) hingewiesen.

4. Die Zersetzung von Harnstoff, Harnsäure, Hippursäure und Glykokoll.

Die Zersetzung des Harnstoffs als Bakterienwirkung wurde im gleichen Jahre von A. Müller (1) und Pasteur (4) festgestellt. Eine große Anzahl von Forschern beschäftigte sich in der Folge mit der Harnstoffzersetzung durch Bakterien, so insbesondere van Tieghem (3), F. Cohn (1), Cazeneuve und Livon (1), Leube (1), v. Jaksch (1), Burri, Herzfeld und Stutzer (1), Miquel (1), Beijerinck (12), Rovsing (1), Löhnis (4), Mann (1), Söhngen (4) u. a.

Die Fähigkeit zur Harnstoffzersetzung kommt sehr vielen Spaltpilzen zu. Neben Sporen bildenden Bakterien, die als besonders kräftige Harnstoffzersetzer gelten, wie Urobacillus Pasteurii Miquel (Fig. 23) und Urobacillus Duclauxii Miquel, kommen auch Mikrokokken, Streptokokken, Sarcinen, wie Pla-

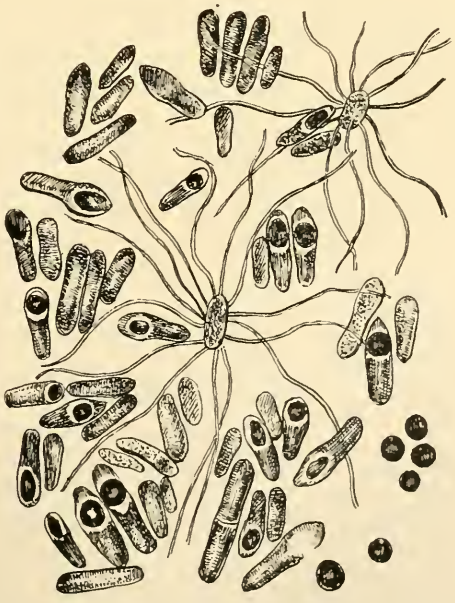

Fig. 23. Urobacillus Pasteurii Miquel. Vergr. ca. 2580. Nach M. W. Beijerinck.

nosarcina ureae (Fig. 24), Fluoreszenten, Proteus- und Coli-Arten in Betracht. Aber auch dem Bacterium prodigiosum, Bact. erythrogenes, Bac. mycoides und Bac. Megatherium (Fig. 25) geht diese Eigenschaft nicht ab.

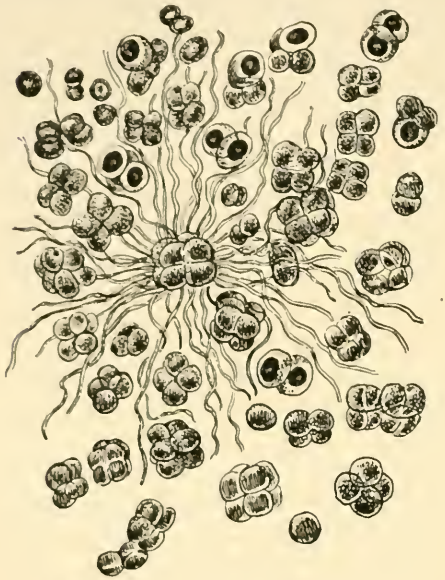

Fig. 24. Planosarcina ureae Beijerinck. Vergr. 2580. Nach M. W. Beijerinck.

Wie Miquel (2) hervorhebt, zeigen von den Mikroorganismen des Düngers gegen 15 % die Fähigkeit zur Harnstoffzersetzung. Es sei aber auch bemerkt, daß nach Löhnis (4) bei manchen Harnstoffzersetzern (Uro-Bakterien) ein Verlust dieser Befähigung eintreten kann.

Schon Miquel (3) hat aus dem Auftreten von Schimmelpilzen in harnstoffhaltigen Nährlösungen geschlossen, daß wohl auch ihnen die Fähigkeit zur Harnstoffspaltung zukommt. Gleiches beobachteten auch Semal (1) und Shibata (1). Der Verfasser (3) konnte die Zersetzung von Harnstoff unter Ammoniakbildung durch Reinzuchten von Botrytis bassiana, Penicillium crustaceum, Mucor Boidin, Cladosporium herbarum, Phytophthora infestans, Penicillium brevicaule (Fig. 26), Aspergillus glaucus, Aspergillus niger, Isaria farinosa und Fusisporium nachweisen[1]). Die genannten Pilze vermochten Harnstoff als alleinige Stickstoffquelle auszunützen. Gute Entwicklung und Ammoniakbildung in harnstoffhaltigen mineralischen Zuckerlösungen von der unten angeführten Zusammensetzung zeigte auch eine von mir aus Birnenmost isolierte sporenbildende Hefe (Saccharomycet).

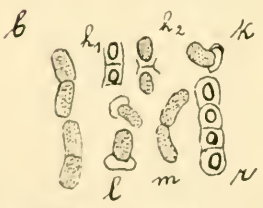

Fig. 25. Bacillus megaterium. Sporenkeimung. h_1 Mutterzellen mit je einer reifen Spore; h_2 dieselben Sporen, nachdem sie 45 Minuten in einer Nährlösung gelegen haben; *k*, *l* der Sporeninhalt hat sich mit einer Membran umgeben und schlüpft aus der Sporenhaut aus; *m* zwei voll ausgewachsene Stäbchen; *r* Sporen. Vergr. 600. Nach de Bary.

[1]) Die Nährlösung war wie folgt zusammengesetzt: 1000 ccm Leitungswasser, 10 g Harnstoff, 25 g Handelsraffinade, 2,5 g K_2HPO_4 und 0,5 g $MgSO_4$.

Nach Miquel vermag ein Gewichtsteil des Urobacillus Duclauxii 4000 Teile Harnstoff, nach Burchard (1) ein Gewichtsteil von Microc. ureae liquefaciens 180—1200 Teile Harnstoff umzusetzen. Urobacillus Pasteurii ist nach Miquel imstande, stündlich 3 g Harnstoff im Liter zu zersetzen und betätigt sich auch in Nährlösungen, die bis 14% Harnstoff enthalten.

Die Zersetzung des Harnstoffs erfolgt nach der Gleichung:

$$CO \cdot (NH_2)_2 + 2\,H_2O = (NH_4)_2\,CO_3 \quad (+\ 14{,}3\ \text{Kal.}).$$

Es handelt sich bei dieser Zersetzung wohl um einen enzymatischen Vorgang. Schon Musculus (1) erhielt aus schleimigem Harn durch Alkoholfällung ein Enzym im trockenen Zustande, das sich zur Überführung von Harnstoff in Ammoniumkarbonat geeignet erwies. Ein derartiges Enzym konnten auch Pasteur und Joubert (1) im Harne nachweisen. Ebenso gelang es Lea (1) ein solches aus einem schleimigen Harnbodensatz zu gewinnen. Die Versuche Leubes (1), das Enzym von den Harnstoffbakterien zu trennen, führten zu keinem Erfolg, während Miquel (4) eine Enzymlösung durch Filtration von Reinkulturen durch Porzellanfilter erhielt. Es würde sich also in diesem Falle um ein Ektoenzym (Urase, Urease) handeln, das von den Bakterien ausgeschieden wird. Dem widersprechen aber die Befunde von Beijerinck (12), der das Enzym durch Fällung der Bakterienkulturen mit Alkohol, durch

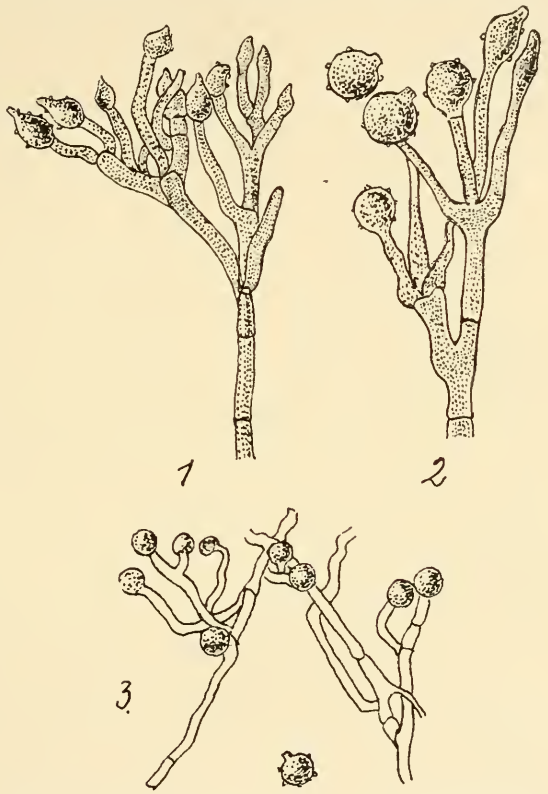

Fig. 26. Penicillium brevicaule. *1* und *2* Konidienbildung an besonderen Trägern, *3* direkt am Mycel. Vergr. ca. *1*: 500, *2*: 800, *3*: 400. Nach Wehmer „Morphologie und Systematik der Aspergillaceen".

Erhitzen auf 50° oder Behandlung mit Chloroform erhielt. Moll (1) gewann durch Immunisierung von Kaninchen eine allerdings nur wenig wirksame Antiurease.

Zur Gewinnung der Urease empfiehlt Miquel einen kräftigen Harnstoffzersetzer in eine mit ca. 2—3 g Harnstoff pro Liter versetzte Pepton-Bouillonlösung zu übertragen und die Zucht bei einer Temperatur von 30—35° C zu halten. Das Durchleiten keimfreier Luft begünstigt die Entwicklung der Zucht. Nach einigen Tagen kann die Filtration durch Porzellanfilter erfolgen. Bei geringem Luftzutritt zeigt sich die ureasehaltige Bouillon auch 3 bis 4 Monate haltbar. Vorteilhaft erwies sich die Aufbewahrung der Enzymlösung in der Kälte bei ca. 0° C. Als Optimaltemperatur für die enzymatische Harnstoffzersetzung gilt eine solche von 48 bis 50° C. Die Wirkung der Urease erfährt durch manche Zusätze, wie Glyzerin oder Saccharose, eine Verstärkung.

Das Enzym der Harnstoffgärung erweist sich nach Miquel sowohl gegen Hitze, als auch gegen Chemikalien, wie Alkohol, Chloroform, Toluol u. a. sehr empfindlich. Temperaturen von 80° zerstören es in wenigen Sekunden, solche von 50° in einigen Stunden. Auch Sauerstoff wirkt in hohem Maße auf Urease schädigend ein. Bemerkt sei aber, daß nach den Versuchen A. Ladureaus (1) erst sehr hohe Zusätze von antiseptisch wirkenden Stoffen die Harnstoffzersetzung durch Bakterien zum Stillstand brachten.

T. Takeuchi (1) berichtet, daß die in der Sojabohne vorkommende Urease in Japan eine technische Ausnützung findet, indem aus Harn durch Zusatz von Sojapulver Ammoniak dargestellt wird.

Die Einteilung der Harnstoffvergärer in die Gattungen Urococcus, Urosarcina, Micrococcus, Planosarcina und Urobacillus sei auch hier erwähnt. Genauer beschriebene spezifische Harnstoffzersetzer sind z. B. Urococcus van Tieghemi (torule ammoniacale Pasteur, Micrococcus ureae Cohn), Urococcus Dowdeswelli, Planosarcina ureae Beijerinck (Fig. 24), Urosarcina Hansenii, Micrococcus liquefaciens Flüggei, Urobacillus Pasteurii Miquel (Fig. 23), Urobacillus Duclauxii u. a.

Zur Züchtung von Harnstoffbakterien aus verschiedenen Substraten eignen sich zahlreiche alkalisch gemachte Nährböden, z. B. Bouillon, Peptongelatine usw., die einen Zusatz von 2—5% Harnstoff erhalten haben. Zu bemerken ist, daß ein Zusatz von 20 bis 30% die Entwicklung der Harnstoffzersetzer ganz unterdrücken kann. Nach Machida (1) fördern Magnesiumsalze, besonders Magnesiumchlorid, die Harnstoffzersetzung. Wie schon Ladureau (1) gezeigt hat, findet die Harnstoffzersetzung durch Bakterien auch bei Sauerstoffmangel statt.

Christensen (1) hat den Beweis erbracht, daß Urobacillus Beijerinckii Harnstoff als alleinige Kohlenstoff- und zugleich Stickstoffquelle (bei Ausschluß anderer organischer Stoffe) unter Umwandlung in kohlensaures Ammoniak auszunützen vermag.

Die Harnstoffbakterien sind in der Natur sehr verbreitet, man kann sie leicht im Boden, im Wasser, im Staub der Luft nachweisen. So fand P. Miquel im Pariser Flußwasser 15 Harnstoffbakterien unter 1000 gezählten Bakterien, in Kloakenwässern 52, in Abortabläufen sogar 66.

Für die Ammoniakbildung im Boden kommt auch gelegentlich die Zersetzung des nach A. Goris und M. Mascré (1) in einigen höheren Pilzen bis zu 4,3 % des Trockengewichtes enthaltenen Harnstoffes in Betracht.

Lex (1) hat im Jahre 1872 festgestellt, daß bei der Zersetzung von Harnsäure zunächst Harnstoff entsteht, der zumeist keine weitere Umwandlung erleidet. Nach F. und L. Sestini (1) findet die Zersetzung der Harnsäure durch Bakterien unter Bildung von Harnstoff und Ammoniak statt. Die Gleichung für den letzteren Prozeß würde lauten:

$$\underset{\text{Harnsäure}}{C_5H_4N_4O_3} + 8H_2O + O_3 = \underset{\substack{\text{Ammonium-}\\\text{bikarbonat}}}{4NH_4HCO_3} + \underset{\substack{\text{Kohlen-}\\\text{dioxyd}}}{CO_2}$$

Gérard (1) beobachtete bei seinen Versuchen über die Zersetzung der Harnsäure durch Mikroorganismen bloß eine Bildung von Harnstoff, keinen weiteren Abbau desselben. Er stellte die Gärungsgleichung auf:

$$\underset{\text{Harnsäure}}{C_5H_4N_4O_3} + 4H_2O = \underset{\text{Harnstoff}}{2CH_4N_2O} + \underset{\text{Tartronsäure}}{C_3H_4O_5}$$

Auch T. Gigli (1) konnte bei spontan infizierten Harnsäurelösungen nur die Bildung von Harnstoff- und Kohlensäure bemerken. Gleiche Befunde erhielten Cingolani (1) und Ulpiani (1), welcher letztere mit einer aus Hühnerkot reingezüchteten Bakterie seine Versuche ausführte. Die aufgestellte Gärungsgleichung lautet:

$$\underset{\text{Harnsäure}}{C_5H_4N_4O_3} + 2\,H_2O + O_3 = \underset{\text{Harnstoff}}{2\,CO(NH_2)_2} + \underset{\text{Kohlendioxyd}}{3\,CO_2}$$

Schellmann (1) gelang es, mehrere Bakterien reinzuzüchten, die sowohl Harnsäure als auch Harnstoff vergären. Ebenso fand auch Bierema (1) mehrere Radiobakter-Stämme befähigt, Harnsäure unter Ammoniakbildung zu spalten.

Nach F. Liebert (1) zerlegen aerobe Mikroorganismen, wie Fluoreszenten, Bact. calco-aceticum, Bacterium odoratum und Urobacillus Musculi Harnsäure in Kohlensäure und Ammoniak, wobei als Zwischenprodukte Allantoin, Harnstoff und Oxalsäure entstehen.

Die Harnsäure konnte sowohl als Kohlenstoff- wie als Stickstoffquelle ausgenützt werden. Bei der anaeroben Zersetzung der Harnsäure durch Bac. acidi urici n. sp. entstehen Kohlensäure, Ammoniak und wenig Essigsäure. Für die Denitrifikation durch Bac. pyocyaneus und Bac. Stutzeri kann Harnsäure als Kohlenstoffquelle dienen.

Über die Zersetzung der Harnsäure durch Schimmelpilze liegt eine Feststellung von Bierema (1) vor, demzufolge Penicillium glaucum Harnsäure unter Ammoniakbildung zersetzt. Das von Shibata (1) aus Aspergilluszuchten gewonnene Enzymgemisch (Aspergillus-Amidase) bewirkte keinen Abbau der Harnsäure. Nach Untersuchungen des Verfassers (3) vermochten Reinzuchten von Botrytis bassiana, Penicillium crustaceum, Mucor Boidin, Cladosporium herbarum, Phytophthora infestans, Penicillium brevicaule, Aspergillus glaucus, Aspergillus niger, Isaria farinosa und Fusisporium Harnsäure als alleinige Stickstoffquelle auszunutzen und sie unter Ammoniakbildung zu zersetzen[1]). Eine kräftige Entwicklung und Ammoniakbildung zeigte auch die früher erwähnte, von mir aus Birnenmost isolierte Hefe in harnsäurehaltigen mineralischen Zuckerlösungen. Auch bei Luftabschluß kann nach Dehérain und Dupont (1) die Spaltung von Harnsäure stattfinden.

Auch bei der Zersetzung der Harnsäure handelt es sich jedenfalls um eine Enzymwirkung. Ich erhielt wenigstens bei meinen Versuchen mit Filtraten von gut entwickelten Reinzuchten der Pilze Aspergillus niger, Cladosporium herbarum und Mucor Boidin eine deutliche Spaltung der Harnsäure. Meine Untersuchungen über die Eigenschaften dieses Enzyms sind noch nicht abgeschlossen.

Die Zersetzung der Hippursäure erfolgt nach Dessaignes (1) nach der Gleichung:

$$\underset{\text{Hippursäure}}{C_6H_5CO \cdot NH \cdot CH_2 \cdot COOH} + H_2O = \underset{\text{Glykokoll}}{CH_2NH_2 \cdot COOH} + \underset{\text{Benzoesäure}}{C_6H_5 \cdot COOH}$$

Da in der weiteren Folge auch eine Abspaltung von Ammoniak aus dem Glykokoll zu bemerken ist, erhält man als Endprodukte der Hippursäuregärung vielfach Benzoesäure, Ammoniak und Kohlendioxyd.

Die ersten Untersuchungen über die Zersetzung der Hippursäure durch Bakterien verdanken wir van Tieghem (3), der einen hierzu befähigten Micrococcus auffand, der sich auch zur Harnstoffzersetzung

[1]) Die Nährlösung hatte die folgende Zusammensetzung: 1000 ccm Leitungswasser, 1 g Harnsäure (wurde in jedes Versuchsgefäß getrennt eingewogen, kam darin nicht vollständig zur Lösung), 25 g Handelsraffinade, 2,5 g K_2HPO_4, 0,5 g $MgSO_4$.

befähigt erwies. Nach Crisafulli (1) zersetzen auch Bacillus prodigiosus, Micrococcus pyogenes albus, Micr. pyogenes aureus und Microc. pyogenes citreus Hippursäure.

F. und L. Sestini (1) konnten nachweisen, daß auch manche Harnsäurebakterien Hippursäure zersetzen. Schellmann (1) züchtete aus Erde, Jauche, Kot, Schlamm und Torf 25 Bakterienarten, die sowohl Hippursäure als auch Glykokoll vergären. Auch einzelne Harnstoff- und Harnsäurebakterien waren imstande, Hippursäure zu zersetzen. Nach Nawiasky (2) vermag insbesondere Bacterium vulgare Glykokoll abzubauen.

Carbone und Rusconi (1) isolierten aus Würsten Bakterien, die Hippursäure unter Benzoesäurebildung zerlegen.

Über die Zersetzung der Hippursäure durch einen Schimmelpilz, Aspergillus niger, berichtet Shibata (1). Ebenso bemerkte Bierema (1) das Auftreten von Schimmelpilzen beim Impfen von Hippursäurelösungen mit Erde. Er konnte einen dem Cordicyps militaris sehr ähnlichen Pilz und einen wahrscheinlich mit Septosporium bifurcum Fres. identischen Pilz aus dieser Hippursäurelösung isolieren, die auch tatsächlich Hippursäure assimilierten. Carbone und Rusconi (1) stellten für Aspergillus fumigatus und für eine Penicillium-Rasse die Fähigkeit der Zersetzung von Hippursäure unter Benzoesäurebildung fest. Der Verfasser (3) fand Phytophthora infestans, Mucor Boidin, Aspergillus niger, Isaria farinosa, Botrytis bassiana und Fusisporium in Reinzucht befähigt, Hippursäure als alleinige Stickstoffquelle zu assimilieren und sie unter Ammoniakbildung zu zersetzen[1]). Ebenso kam auch die oben erwähnte Birnenhefe zur kräftigen Entwicklung unter Ammoniakbildung.

Versuche, die von mir mit Filtraten von kräftig entwickelten Reinzuchten der Pilze Aspergillus niger und Mucor Boidin ausgeführt wurden, ergaben eine Zersetzung der Hippursäure unter Benzoesäurebildung. Wir haben es also auch in diesem Falle mit einer Enzymwirkung zu tun. Zu gleichem Resultat kam auch Dox (2) mit einem Azetondauerpräparat von Penicillium camemberti.

Déherain und Dupont (1) und Schellmann (1) machten auf die Bedeutung des Sauerstoffs für die Hippursäurezersetzung aufmerksam.

Der Verfasser (3) fand Mucor Boidin, Penicillium crustaceum, Aspergillus niger, Phytophthora infestans, Isaria farinosa, Botrytis bassiana, Penicillium brevicaule, Fusisporium und die oben angeführte Hefe befähigt, sich in einer glykokollhaltigen Nährlösung von der Zusammensetzung 1000 ccm

[1]) Die Nährlösung hatte die folgende Zusammensetzung: 1000 ccm Leitungswasser, 2 g Hippursäure, 25 g Zucker, 2,5 g K_2HPO_4 und 0,5 g $MgSO_4$.

Leitungswasser, 25 g Handelsraffinade, 2,5 g K_2HPO_4, 0,5 g $MgSO_4$ und 2 bis 10 g Glykokoll kräftig zu entwickeln und Glykokoll unter Ammoniakbildung zu zersetzen. Glykokoll konnte also von den genannten Pilzen als alleinige Stickstoffquelle ausgenutzt werden. Eine sehr langsame Entwicklung zeigten hingegen Aspergillus glaucus und Cladosporium herbarum in glykokollhaltigen Nährlösungen. O. Hagem (2) hat mehrere Mucorineen zur Zersetzung von Harnstoff, Harnsäure, Hippursäure und Glykokoll befähigt gefunden.

Erwähnt sei, daß nach den Untersuchungen von Haralamb Vasiliu (1) der Harn der Pflanzenfresser auch ansehnliche Mengen von Phenazetursäure enthält.

5. Die Zersetzung von Kalkstickstoff, Cyanamid und Dicyandiamid.

Die im Kalkstickstoff bezw. Stickstoffkalk wirksame Stickstoffverbindung ist nach A. Frank (1), welcher Befund von Löhnis und Moll (1) bestätigt wurde, das Calciumcyanamid. Die von Immendorff und Thielebein (1), Immendorff und Kempski (1) und besonders von Kappen (1 u. 2) vertretene Anschauung, daß sich daraus im Boden in erheblicher Menge das pflanzenschädigende Dicyandiamid bildet, wurde von Löhnis und Sabaschnikoff (1) und von Löhnis und Moll (1) mit Recht bestritten. Wie Kappen (2) selbst zuletzt betonte, kommt der Dicyandiamidbildung im Boden keine besondere Bedeutung zu. Doch kann nach Ulpiani (2) bei der Aufbewahrung des Kalkstickstoffs Dicyandiamid entstehen. In Widerlegung der Angaben anderer Forscher konnten Löhnis und Sabaschnikoff (2) und Sabaschnikoff (1) feststellen, daß weder beim Erwärmen noch beim Aufbewahren einer Kalkstickstofflösung sich Dicyandiamid bildet. Abweichend hiervon sind die Angaben von Ch. Brioux (1), demzufolge im Trockenen aufbewahrter Kalkstickstoff nur eine geringe Bildung von Dicyandiamid (10 bis 15 % d. Gesamtstickstoffes), an feuchter Luft gelagert dagegen auch über 80 % zeigte.

Ulpiani (3) und Perotti (1) nehmen eine Polymerisation des Cyanamids zu Dicyandiamid an. Nach den Feststellungen Perottis zeigten Bakterien und Algen (Spirogyra) in Dicyandiamidlösungen gute Entwicklung. Perotti (2) hält an dem Vorhandensein besonderer Dicyandiamidbakterien fest, die die Spaltung des Dicyandiamids bewirken. Nach den Befunden dieses Forschers (2) zeigten Reinkulturen von Aspergillus ochraceus, Asp. fumigatus, Asp. niger, Penicillium glaucum, Mucor Mucedo, Fusarium roseum, Botrytis

cinerea, Micrococcus melitensis, Bac. fluorescens liquefaciens, Bac. oleae eine besonders kräftige Entwicklung in Dicyandiamidlösungen, die Dicyandiamid als einzige Stickstoffquelle enthielten, doch konnten auch Sarcina lutea, Sarcina rubra, Bacterium coli, Bac. subtilis, Bac. pyocyaneus und Saccharomyces ellipsoideus darin gedeihen. Dagegen vermochte Loew (3) eine befriedigende Organismenentwicklung in Dicyandiamidlösungen nicht zu bemerken. Auch nach Löhnis und Moll (1) trat in konzentrierten mit reinem Dicyandiamid hergestellten Nährlösungen keine Ammoniakbildung durch Bakterien auf. A. Stutzer, F. Reis und J. Söll (1) betonen gleichfalls, daß Dicyandiamid von Mikroorganismen nicht als Nährstoff ausgenutzt werden könne. Bei Anwesenheit von Pepton in der Nährlösung zeigte aber Dicyandiamid keine schädigende, giftige Wirkung. Von R. Perotti (3) wurden auch Versuche über den Einfluß verschiedener Konzentrationen von Dicyandiamidinsulfat und Dicyandiamidinchlorid auf die Entwicklung von Bakterien und Schimmelpilzen ausgeführt.

Zur Bildung von Ammoniak in durch Hitze sterilisierten Kalkstickstofflösungen erwiesen sich nach Löhnis (5) besonders Bact. Kirchneri, Bact. lipsiense, Bac. Megaterium, Bact. vulgare var. Zopfii und Bact. putidum geeignet, die zugleich als Harnstoffzersetzer auftreten können. Sabaschnikoff (2) fand hierzu auch Bact. erythrogenes befähigt. Löhnis (6) berichtet von dem vereinzelten Vorkommen von Sproßpilzen in zersetzten Kalkstickstofflösungen.

Wie Löhnis und Sabaschnikoff (2) hervorgehoben haben, findet die Zersetzung einer kalt sterilisierten Nährlösung von Kalkstickstoff durch Bakterien nicht statt, wohl aber, wenn die Kalkstickstofflösung durch Erhitzen sterilisiert und mit Erde geimpft wurde. Auch Ulpiani (2 und 4) konnte im Gegensatze zu den Angaben von Kappen (3), daß Bakterien und Schimmelpilze das Cyanamid leicht zersetzen, eine direkte Vergärbarkeit dieser Verbindung nicht feststellen. Er nahm daher an, daß in der Erde auf physikalisch-chemischem Wege erst Harnstoff entstehe, der dann weiter zerlegt wird, eine Anschauung die auch von Löhnis (6) ausgesprochen wurde. Das Cyanamid geht diesem Forscher zufolge hauptsächlich unter dem Einflusse der Kohlensäure in Ammoniumcyanat über, aus dem dann Harnstoff entsteht.

Nach Sabaschnikoff (1) wird auch eine nichterhitzte Calciumcyanamidlösung durch Bakterien zersetzt und erwies sich insbesondere Bact. erythrogenes als kräftiger Cyanamidspalter. Doch bestreiten Löhnis und Moll (1) eine direkte Einwirkung von Bakterien auf Cyanamid.

R. Perotti (4) machte auf die Zersetzung des Cyanamids unter Ammoniakbildung durch Sterilisation der Kalkstickstofflösungen im

gespannten Dampf bei 120° aufmerksam. Eine Erhitzung auf 55—60° C. hingegen, rief kaum eine Zersetzung der Kalkstickstofflösung hervor.

Es dürften jedenfalls die Entwicklung von Bakterien in Kalkstickstofflösungen und die darin stattfindenden Zersetzungen einerseits auf die Nebenverbindungen zurückzuführen sein, die im Kalkstickstoff gewöhnlich vorhanden sind[1]) anderseits auf die große Labilität des Cyanamids, das leicht eine Umwandlung in andere Produkte erfährt. Tatsächlich fand auch Ulpiani (2), daß das reine Cyanamid, von Bakterien wenigstens nicht wesentlich angegriffen wird. Untersuchungen, die von mir ausgeführt wurden, ergaben, daß daraufhin geprüfte Schimmelpilze den unsterilisierten Kalkstickstoff als alleinige Stickstoffquelle zumeist nicht auszunützen vermögen und daß die Entwicklung der Schimmelpilze durch Zusatz von Kalkstickstoff zu sonst für die Entwicklung der Pilze geeigneten Nährlösungen merklich gehemmt wurde. So konnten in einer Nährlösung von der Zusammensetzung 1000 ccm Leitungswasser. 25 g Handelsraffinade, 2,5 g K_2HPO_4, 0,5 g $MgSO_4$, 5 g Weinsäure und 1 g Kalkstickstoff[2]) Penicillium crustaceum, Cladosporium herbarum, Penicillium brevicaule, Aspergillus glaucus, Aspergillus niger, Isaria farinosa und ein Fusisporium nicht zur Entwicklung gebracht werden, wohl aber, wenn der Kalkstickstoff durch ein Ammoniumsalz oder durch Asparagin ersetzt wurde. Hingegen trat eine sehr befriedigende Entwicklung von Phytophthora infestans, Mucor Boidin und Botrytis bassiana ein, von denen der erstgenannte Pilz auch eine kräftige Ammoniakbildung in der Nährlösung hervorrief. In der eben genannten Nährlösung zeigte eine stäbchenförmige Bakterie sehr kräftige Entwicklung, Depot- und Hautbildung.

Nach H. Kappen (4) kann in Bestätigung der Befunde von Stutzer und Reis (1) und von Reis (1) die Zersetzung des Cyanamids auf anorganischem Wege, so durch Eisenhydroxyd und Eisenoxyd erfolgen. Doch findet seinen Versuchen zufolge auch eine Zer-

[1]) Der Gehalt der Kalkstickstoffverbindungen an Cyanamid ist ein sehr wechselnder und vielfach kein allzu hoher, so daß die verunreinigenden Nebenbestandteile bei Lösung der Frage nach der Zersetzlichkeit des Kalkstickstoffs durch Mikroorganismen, eine viel größere Beachtung verdienen, als dies bisher geschehen ist. Die sehr wechselnde Zusammensetzung der verwendeten Präparate macht wohl auch die starke Abweichung in den Befunden verschiedener Forscher erklärlich.

[2]) Der in Erlenmeyerkölbchen sterilisierten Nährlösung wurde die entsprechende Menge des nicht sterilisierten Kalkstickstoffs zugesetzt. Die Reaktion der Nährlösung war schwach sauer. Die Impfung mit den Pilzen erfolgte unmittelbar nach dem Zusatze des Kalkstickstoffs. Die ungeimpften Kontrollkölbchen blieben monatelang steril.

setzung des Cyanamids durch Mikroorganismen, so durch ein Cladosporium statt. Außerdem erweisen sich diesem Forscher (5) zufolge Penicillium brevicaule, Stysanus stemonitis, ein Rosapilz und ein grünes Penicillium befähigt, Cyanamid unter Ammoniakbildung zu zersetzen, und zwar findet zunächst Harnstoffbildung statt. Das Dicyandiamid konnte von den cyanamidzersetzenden Pilzen nicht als Stickstoffquelle ausgenutzt werden. Kappen (3) hat auch cyanamidzersetzende Bakterien isoliert.

Stutzer, Reis und Söll (1) fanden dagegen, daß weder Boden- und Wasserbakterien, noch Hefen und Fadenpilze Cyanamid als Nährstoff verwenden konnten. Bei Penicillium glaucum und Penicillium brevicaule bemerkten sie eine sehr spärliche Entwicklung. Ebenso macht Reis (1) auf die Giftwirkung des Calciumcyanamids für Mikroorganismen, das nur in starker Verdünnung von ihnen ausgenutzt werden kann, aufmerksam.

Erwähnt sei, daß auch dem Calciumcyanamid bisweilen eine pflanzenschädigende Wirkung zukommt; in gleicher Weise können sich auch verschiedene Nebenbestandteile des Kalkstickstoffs unerwünscht bemerkbar machen.

Auf die Blausäurebildung durch einige Pilze hat Greshoff (1) hingewiesen.

Die Ammoniakbildung aus Calciumcyanamid im Boden ist von der Jahreszeit und der Bodenfeuchtigkeit abhängig, weniger von der Temperatur. Luftzutritt übt keinen Einfluß auf diesen Prozeß[1]) aus. Von besonderer Bedeutung hierfür sind der Gehalt des Bodens an organischen Substanzen, die Stärke der Absorptionskraft und der biologische Zustand desselben.

Nach den Befunden von Munro (1) und von Perotti (5) findet bei Einimpfung von Erde in Rhodanverbindungen (Schwefelcyanverbindungen) enthaltende Nährlösungen eine kräftige Ammoniakbildung statt.

6. Nitrit- und Nitratbildung.

Für die Entwicklung der Mehrzahl der Pflanzen ist eine im Boden stattfindende Salpeterbildung (Nitrifikation) von großer Bedeutung, weil sie vielfach den in dieser Verbindung enthaltenen Stickstoff am besten assimilieren können. Die Vermutung von Pasteur (5), die später auch von Al. Müller (2) aufgenommen wurde, daß sich an der Nitrifikation im Boden wesentlich Mikroorganismen beteiligen, wurde von

[1]) F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakt. 1910, S. 596, 597.

Schlösing und Müntz (2) bestätigt. Sie zeigten, daß in einem auf 100° erhitzten oder mit Chloroform behandelten Boden die Nitrifikation ausblieb, bei Zusatz von wenig Gartenerde wieder eintrat. Zahlreiche

Fig. 27. 1 Nitritbildner aus Zürich; 2 desgl. große Zooglöen mit doppelten Hüllen. Vergr. 1000. Nach S. Winogradsky „Die Nitrifikation".

Forscher bestätigten und erweiterten später diese Feststellungen. Die von Schönbein (1), Goppelsröder (1) und Al. Müller (3) vertretene Anschauung, daß die Nitrifikation in zwei Stadien verlaufe, indem zunächst Ammoniak zu salpetriger Säure (Nitrit) und diese erst zu Salpetersäure (Nitrat) oxydiert wird, erfuhr eine weitere Bestätigung durch die Auffindung entsprechender Organismengruppen, der Nitrit- und Nitratbakterien. Diese Feststellung wurde fast gleichzeitig von P. und G. Frankland (1), Warington (1) und Winogradsky (4) gemacht.

Fig. 28. Nitratbildner aus Quito. Vergr. ca. 1000. Nach S. Winogradsky.

Winogradsky (5) unterscheidet zwei Gattungen von Nitritbildnern (Fig. 27), die Gattung Nitrosomonas, die zumeist bei Züchtungsversuchen erst als unbewegliche Zoogloeaform, dann als bewegliche Monadenform erscheint, und die Gattung Nitrosococcus, bei der keine Zooglöenbildung und keine Bewegung wahrzunehmen ist. Die Nitratbakterien (Fig. 28) Winogradskys treten als kurze unbeweg-

liche Stäbchen auf, die von einer gelatinösen Hülle umgeben sind. Von Perotti (6) wurden im römischen Boden Varietäten der Winogradskyschen Nitrosomonasarten aufgefunden. Issatschenko (1) konnte das Vorkommen einer nitrifizierenden Bakterie im Eismeere feststellen.

Die von Omeliansky (3) ausgeführten Versuche, aus den Salpeterbakterien eine entsprechende, für den Nitrifikationsprozeß in Betracht kommende Oxydase abzuscheiden, führten zu keinem Erfolg, obschon Perotti (4) die enzymatische Natur der Nitritbildung betont.

Erwähnt sei, daß nach einer kurzen, bisher nicht weiter bestätigten Angabe von H. Kaserer (3), sein Bacillus nitrator imstande wäre, Ammoniak direkt zu Salpetersäure (Nitrat) zu oxydieren.

Organische Substanzen hemmen die Nitrifikation, wie dies insbesondere aus den Versuchen von Munro (1) und von Winogradsky und Omelianski (1) hervorgeht. Doch scheint diese schädigende Wirkung gerade im Boden wenig zur Geltung zu kommen. Warington (1) und Karpinski und Niklewski (1) haben sogar eine die Nitrifikation begünstigende Wirkung organischer Substanzen beobachtet. Wimmer (1) und Coleman (1) konnten feststellen, daß organische Verbindungen eine weit weniger nitrifikationshemmende Wirkung in der Erde ausüben, als dies in Nährlösungen der Fall ist; so pflegt auch im Humus (mildem Humus) die Nitrifikation eine recht lebhafte zu sein. Auf den günstigen Einfluß, den Bodenauszüge, humusreicher Boden und etwas in Fäulnis übergegangene Blätter auf das Wachstum des Nitritbildners auf festen Substraten (Magnesia-Gips-Platten) ausüben, hat Makrinoff (1) hingewiesen. Ebenso geht aus den Befunden von Niklewski (3) ganz deutlich hervor, daß die Nitrifikation auch bei reichlichem Vorhandensein zersetzungsfähiger, organischer Substanzen stattfinden kann. Eine Hemmung der Nitrifikation durch organische Substanzen in flüssigen Nährmedien beobachteten hingegen Stevens und Withers (1). Wie Löhnis (7) betont, wurde die hemmende Wirkung der Ammonverbindungen auf die Nitrifikation zu hoch veranschlagt, und es erscheint daher auch durchaus nicht notwendig, daß erst die Gesamtheit der im Boden befindlichen Ammonverbindungen in Nitrit umgewandelt wird, bevor es zur Nitratbildung kommen kann. Auf die gleichzeitige Bildung von Nitrat und Nitrit in Kulturflüssigkeiten, die reichliche Mengen von Ammoniak enthalten, schließen auch Lipman u. Brown (1) auf Grund ihrer Beobachtungen. Interesse beansprucht die Feststellung von Müntz und Lainé (1), daß die Nitratbildung in einer Ammonhumatlösung, die durch Ausziehen von Gartenerde mit Ammoniak erhalten wurde, eine viel stärkere war, als in einer gleich starken Ammonsulfatlösung.

Nach Ashby (1) kann der schädliche Einfluß, den Ammoniumsalze und Asparagin auf die Oxydation von Nitrit zu Nitrat ausüben, außer durch reichliches Impfen, auch durch Verwendung solcher Nitratbildner behoben werden, die vor der Impfung in Nährlösungen, die einen steigenden Zusatz von Ammoniumsalzen und Asparagin enthielten, herangezüchtet, und so an diese Stoffe gewöhnt wurden.

Die Anschauung Winogradskys (6), daß nur Ammoniumkarbonat direkt nitrifizierbar wäre, läßt sich mit zahlreichen Befunden anderer Forscher nicht in Einklang bringen. So erhielt Schlösing (1) in Erde bei Zusatz von Ammonsulfat eine größere Menge Nitrat, als bei solchem von Ammonchlorid oder Ammoniumkarbonat. Marcille (1) beobachtete, daß die Nitrifikation von Ammonsulfat besser vor sich gehe, wie jene von Ammonphosphat. Schultz-Schultzenstein (1) stellte ebenfalls die Nitrifikation von Ammonsulfat und Ammonphosphat fest. Die rasche Nitrifikation von Ammonsalzen organischer Verbindungen wurde von Boullanger und Massol (1) und von Blobel (1) nachgewiesen.

Von Kaserer (3) wird dem von ihm isolierten Bacterium azotofluorescens die Fähigkeit zugeschrieben, Ammoniak zu oxydieren. Erwähnt sei, daß in den von Blobel (1) ausgeführten Untersuchungen sich die von ihm daraufhin geprüften Fluoreszenten hierzu nicht geeignet erwiesen.

Wie kürzlich Lipman, Brown und Oven (1) beobachteten, bewirkt ein Zusatz von Salpeter zunächst eine Depression, dann aber eine Steigerung der Nitratbildung.

Die von W. L. Owen (1) mit Reinzuchten von Nitrosomonas und Nitrobacter ausgeführten Versuche ergaben den begünstigenden Einfluß von Karbonaten überhaupt, und besonders von Magnesiumkarbonat auf die Nitrifikation.

Nach Thomson (1) erforderten die von ihm aus Meerwasser (Schlickproben) isolierten Nitritbildner zu ihrer Züchtung einen dem betreffenden Meerwasser entsprechenden Kochsalzgehalt der Nährlösung, zeigten also bei sonstiger Übereinstimmung mit dem Nitritbildner des Festlandes eine besondere Anpassung an das Medium, aus dem sie stammten.

Kaserer (5) wies darauf hin, daß die Nitrifikation durch Methan und durch Wasserstoff stark gehemmt wird.

Interesse beanspruchen die Befunde von Berthelot und Gaudechon (1) über die Nitritbildung aus Ammoniumsalzen und organischen Stickstoffverbindungen durch ultraviolette Strahlen. Nitrate wurden aber auch wieder zu Nitriten, Ammoniumnitrit zu elementarem Stickstoff reduziert.

7. Ammoniakbildung aus Nitraten und Denitrifikation.

Es gibt zahlreiche Mikroorganismen, die Salpeter unter Stickstoffentbindung reduzieren, denitrifizieren. Für die kräftige Betätigung derselben sind das reichliche Vorhandensein leicht zersetzlicher organischer Substanzen, Mangel an Luftsauerstoff und natürlich die Anwesenheit von Salpeter notwendig. Glücklicherweise sind für gewöhnlich weder im Boden noch im Dünger diese Bedingungen zu einer starken Denitrifikation vollständig gegeben. Im Boden ist die kohlenstoffhaltige, leicht zersetzliche Substanz eine geringe und ist stets eine entsprechende Lüftung vorhanden, im Dünger fehlt es wieder an dem abzubauenden Salpeter. Die Denitrifikationsgefahr im Boden und Dünger ist, wie die neueren Forschungen immer deutlicher zeigen, keine so große, wie dies noch vor kurzem allgemein angenommen wurde, sie bildet aber jedenfalls, schon mit Rücksicht auf die große Verbreitung denitrifizierender Bakterien ein wichtiges Glied innerhalb des Kreislaufs des Stickstoffs. Es kann aber auch eine andere Reduktion des Salpeters eintreten, nämlich die zu Ammoniak. Aber auch in diesem Falle kommt es meist zu keinen größeren Stickstoffverlusten.

C. F. Schönbein (2) gelang es bereits nachzuweisen, daß zahlreichen Mikroorganismen die Fähigkeit zukomme, Nitrat unter Bildung von Nitrit als Zwischenprodukt, zu Ammoniak zu reduzieren. Dieser Anschauung pflichteten später Béchamp (1) und Meusel (1) bei. In der weiteren Folge wurden von zahlreichen Forschern wie Gayon und Dupetit, W. Heraeus, Frankland, Rubner u. a. die Nitratreduktion bei sehr verschiedenen Bakterien festgestellt. Besonders umfassende Versuche führte Maaßen (2) aus. Stoklasa und Vitek (1) fanden Proteus vulgaris, Proteus Zenckeri, Bac. ramosus, Bac. mycoides, Bac. subtilis, Bac. mesentericus vulgatus, Bac. Megatherium und Clostridium gelatinosum, Beijerinck und van Delden (3) Azotobacter chroococcum zur Ammoniakbildung aus Nitraten befähigt.

Düggeli (2) stellte bei den von ihm auf Samen aufgefundenen farbstoffbildenden Bakterien die Eignung fest, Nitrat zu Nitrit zu reduzieren. Auch Streptothrix chromogena zeigt nach Beijerinck (13) diese Eigenschaft. Auf die in den Filtrierlagern stattfindende Ammoniakbildung aus Nitraten durch zwei Bakterien wies kürzlich Lemoigne (1) hin. Über die Reduktion von Nitraten durch Sproßpilze (Saccharomyceten) liegen Untersuchungen von E. Laurent (2 u. 3), über solche durch Schimmelpilze von Schlösing und Münz (1), von E. Laurent (4) und K. Wolff (1) vor. Laurent zufolge zeigen diese Fähigkeit Clado-

sporum herbarum, Penicillium glaucum, Alternaria tenuis und Mucor racemosus, während sie bei Aspergillus glaucus und Aspergillus niger nicht zur Beobachtung kam.

Man unterscheidet eine direkte Denitrifikation, bei der eine reichliche Entwicklung von reinem Stickstoff aus Salpeter stattfindet, und eine indirekte Denitrifikation, bei der neben Stickstoff auch Stickoxyd und Stickstoffoxydul frei werden. Während zur indirekten Denitrifikation, bei der vorwiegend verschiedene Stoffwechselprodukte, Amine, Amidosäuren und auch Ammoniak durch ihre Einwirkung auf Nitrite oder salpetrige Säure den Prozeß bewirken, außer Bakterien auch Sproßpilze und Schimmelpilze befähigt sind, konnte man die Eignung zur direkten Denitrifikation bisher nur für Bakterien feststellen.

Die Zersetzung des Salpeters durch Mikroorganismen unter Entwicklung von Stickstoff und flüchtigen Sauerstoffverbindungen des Stickstoffs wurde ungefähr gleichzeitig von Gayon und Dupetit (2) und von Dehérain und Maquenne (1) beobachtet. Sie fanden auch, daß dieser Prozeß durch Luftabschluß wesentlich gefördert werde.

Schon Gayon und Dupetit gelang es, den Einfluß nachzuweisen, den die Versuchsbedingungen darauf nehmen, ob ausschließlich elementarer Stickstoff oder Sauerstoffverbindungen des Stickstoffs hierbei entstehen. Diese Beobachtungen wurden durch zahlreiche Forscher bestätigt. So zeigten Gayon und Dupetit (3), daß Bact. denitrificans α bei Anwesenheit von Asparagin aus Salpeterbouillon Stickoxyd entwickelt, während sonst durch diese Bakterie nur freier Stickstoff entbunden wurde. Den Einfluß des Nährsubstrates, der Reaktion der Nährlösung und des Sauerstoffentzugs auf die Bildung des Stickoxyds aus Nitraten durch Bac. Hartlebi und Bac. pyocyaneus hat A. J. Lebedew (2) besonders betont.

Erwähnt sei, daß nach Maaßen und Schönewald (1) eine Schädigung von Bakterien durch Halten der Zuchten in einer Stickoxydulatmosphäre nicht stattfindet.

Von besonderer Notwendigkeit für die Denitrifikation erwies sich das Vorhandensein entsprechender Mengen von kohlenstoffhaltigen Substanzen, und zwar begünstigten besonders die Salze der organischen Säuren diesen Prozeß. Als besonders gute Kohlenstoffquelle haben schon Gayon und Dupetit (2) Traubenzucker hervorgehoben, eine Feststellung, die später von vielen Forschern bestätigt werden konnte, doch erweisen sich hierzu auch viele andere Verbindungen geeignet, wie aus zahlreichen diesbezüglichen Versuchen hervorgeht. So erscheint nach Stoklasa (3) Xylose als sehr gute Kohlenstoffquelle, weniger vorteilhaft erwies sich Arabinose. Derselbe Forscher (4) zeigte auch,

daß, während organische Säuren, Glukose und Saccharose die Denitrifikation beförderten, Xylose und Arabinose besonders die Nitratreduktion begünstigten. Nach Salzmann (1) erscheinen auch Harnstoff und Harnsäure als Kohlenstoffquellen für denitrifizierende Bakterien verwendbar. Es ist naheliegend, daß übrigens verschiedene Denitrifikanten auch abweichende Anforderungen an die Kohlenstoffquellen wie überhaupt an die Zusammensetzung der Nährlösung stellen werden. Tatsächlich zeigten zwei von mir zu Versuchen herangezogene denitrifizierende Bakterien, die aus Pferdekot und Rinderkot stammten, in mineralischen, Ammoniumverbindungen als Stickstoffquelle enthaltenden Zuckerlösungen gute kräftige Entwicklung im Gegensatz zu zwei sich langsam entwickelnden, aus Gartenerde und Straßenerde isolierten Bakterien. Die verwendeten mineralischen Nährlösungen bestanden aus Saccharose, saurem Kaliumphosphat, Kalziumphosphat, Magnesiumsulfat, Ammoniumphosphat oder Kalisalpeter in destilliertem Wasser gelöst, und kamen in verschiedener Konzentration zur Anwendung. In Salpeterbouillon zeigten hingegen die vier genannten von mir untersuchten denitrifizierenden Bakterien stets eine gute, zufriedenstellende Entwicklung und Gasbildung.

Eine Begünstigung der Denitrifikation bei Zusatz von Stroh oder Strohabkochungen konnte H. Kühl (1) wahrnehmen. Diesem Forscher zufolge wirkt Bacillus liquefaciens auf die Denitrifikationsorganismen hemmend ein.

Bemerkt sei, daß bei Versuchen, die vom Verfasser (4) ausgeführt wurden, eine aus Pferdekot und eine aus Rinderkot stammende denitrifizierende Bakterie, die in mineralischen Zuckerlösungen herangezüchtet wurden, bei Zusatz einer Sinigrinlösung eine Gasbildung bewirkten, die in sinigrinfreien Nährlösungen nicht beobachtet werden konnte. Beide Bakterien erzeugten in asparaginhaltigen Zuckerlösungen einen dunkelbraunen Farbstoff. Eine Farbstoffbildung trat nach Untersuchungen des Verfassers (5) auch bei der Züchtung von denitrifizierenden Bakterien in Gurkensaft und auf Gurkenstreifen auf. Während eine aus Gartenerde isolierte denitrifizierende Bakterie in Gurkensaft ein grauweißes Depot und eine dünne weiße Haut ergab, zeigte die denitrifizierende Bakterie aus Pferdekot ein stark bräunliches Depot und eine grauweiße matte Haut, die denitrifizierende Bakterie aus Rinderkot ein gelbliches Depot und eine gelbliche Haut, eine denitrifizierende Bakterie aus Straßenerde ein stark gelbes Depot und eine gelbe Haut. Der von mir aus in Schaumgärung befindlichen Gurken reingezüchtete Bacillus Bisenziensis (denitrificans) zeigte in Gurkensaft ein gelbliches Depot und eine starke hellgelbe, wabenartig ausgebuchtete Haut, auf Gurkenstreifen einen lichtbräunlichen, schlei-

migen Belag. Alle diese Bakterien riefen in Gurkensaft eine kräftige Gasentwicklung hervor.

Auch van Iterson (1) beschrieb eine denitrifizierende Bakterie, Bac. vulpinus, die bei Lichtzutritt einen braunen Farbstoff bildet. Sehr häufig wurden fluoreszierende Bakterien als Denitrifikanten aufgefunden, so von Christensen (2) der Bac. denitrificans fluorescens b (Fig. 29), von Iterson, Hohl (1), Bierema (1) u. a. Auch Emmerich, Graf zu Leiningen und Loew (1) haben kürzlich farbstoffbildende denitrifizierende Bakterien im Boden vorgefunden. Erwähnt sei, daß auch Milchsäurebakterien, und zwar Laktobazillen und Laktokokken aus bulgarischer Sauermilch nach S. Grigoroff (1) denitrifizieren können. Auch an der Schaumgärung der Gurken vermögen sich denitrifizierende Bakterien zu beteiligen; eine solche Batterie wurde vom Verfasser (5) reingezüchtet und beschrieben.

Fig. 29. Bac. denitrificans fluorescens b. Aus Nitritbouillon. Vergr. ca. 3000. Nach Harald R. Christensen.

Während sehr viele Mikroorganismen eine Reduktion des Nitrates bewirken können, wobei zumeist als Zwischenprodukt Nitrit entsteht, gibt es auch solche, die nur Nitrite weiter zu zersetzen vermögen. Solche Bakterien sind z. B. der von Burri und Stutzer (1) reingezüchtete Bac. denitrificans I und der von Maaßen (3) aufgefundene Bac. praepollens.

Eine Bakterie, Bac. porticausis denitrificans α, die Nitrat zu Nitrit reduziert, wurde von M. Cingolani (2) zugleich mit einer Nitrit zu Stickstoff reduzierenden Bakterie, Bac. porticausis denitrificans β, isoliert.

Eine häufig auftretende denitrifizierende (Salpeter zersetzende) Bakterie ist der von Burri und Stutzer (1) gefundene Bac. denitrificans II (Bact. Stutzeri Lehm. et Neum.). Sehr kleine Dimensionen weist der von Ampola und Garino (1) isolierte Bac. denitrificans agilis auf. Auch aus dem Meerwasser konnten denitrifizierende Bakterien abgeschieden werden, so von E. Baur (1). S. A. Sewerin (1) vermochte für Bac. pyocyaneus und für eine von ihm isolierte Bak-

terie, Vibrio denitrificans, die Fähigkeit zur Zersetzung salpetersaurer Salze (Denitrifikation) nachzuweisen.

Von einer Denitrifikation in einer rein mineralischen Nitritlösung berichten Hiltner und Störmer (1).

Die bisherigen Bemühungen verschiedener Forscher, denitrifizierende Enzyme nachzuweisen, führten zu keinem Erfolg, wohl stellte aber O. Jensen (1) in denitrifizierenden Bakterien das reichliche Vorkommen von Oxydasen und Peroxydasen fest.

Stoklasa und Vitek (1) schieden aus einer denitrifizierenden Bakterie, Bacterium Hartlebi, eine Zymase (Alkoholase) ab. Sie weisen auch auf die Bedeutung des Alkohols für die Denitrifikation hin, die diesen Forschern zufolge sich in folgender Weise abspielt: $C_2H_5 \cdot OH + 2\ N_2O_3 = 2\ CO_2 + 4\ N + 3\ H_2O$.

Während Gayon und Dupetit (2) für die von ihnen reingezüchteten denitrifizierenden Bakterien die recht hohe Optimaltemperatur von 35—40° angeben, stellte v. Bazarewski (1) bei den von ihm untersuchten Bakterien eine solche von 27—30° C. fest.

Nach den Befunden von H. Fischer (3) erleidet die Denitrifikation keine Unterbrechung, wenn der Nährlösung von Zeit zu Zeit Salpeter und organische Nährstoffe zugesetzt werden, eine Feststellung, die gegen die Bildung spezifischer Antikörper in denitrifizierenden Flüssigkeiten spricht.

Nebenbei sei erwähnt, daß nach den Feststellungen von Ville und Mestrezat (1) auch die Bakterienflora des Mundes eine Reduktion von Nitraten zu Nitriten und den Abbau der letzteren herbeizuführen vermag.

Über den Mechanismus der Denitrifikation bei den indirekt denitrifizierenden Bakterien liegen einige Angaben von L. Grimbert und M. Bagros (1) vor.

Eingehendere Untersuchungen über das physiologische Verhalten nitratreduzierender Bakterien wurden kürzlich von E. Br. Fred (4) und H. von Caron (1) ausgeführt.

Eine eigenartige Stickstoffzersetzung ist jene durch Thiobacillus denitrificans Beijerinck, die bei Gegenwart von freiem Schwefel nach der Reaktion verläuft: $6\ KNO_3 + 5\ S + 2\ CaCO_3 = 3\ K_2SO_4 + 2\ CaSO_4 + 2\ CO_2 + 3\ N_2$.

Lebedeff (2) konnte bei einer von ihm isolierten stäbchenförmigen, mit einer Geißel versehenen wasserstoffoxydierenden Bakterie feststellen, daß mit der Assimilation des Kohlendioxyds stets eine Ausscheidung von freiem Stickstoff zugleich stattfand.

Nach Irving und Hankinson (1) enthalten Wurzeln, Stengel und Blätter grüner Pflanzen ein Enzym, das Nitrate zu Nitriten reduziert.

III. Kapitel.

Kreislauf des Schwefels.

Nach Krawkow (1), der eingehende Untersuchungen über das Löslichwerden der in Pflanzenteilen (Blättern, Stengeln, Wurzeln verschiedener Pflanzen) enthaltenen mineralischen Substanzen ausgeführt hat, vermag das Wasser schon aus den noch unzersetzten Pflanzenteilen große Mengen von mineralischen und organischen Verbindungen zu lösen, wobei hauptsächlich Kalium, Magnesium, Eisen, Schwefel und Phosphor in Form von Verbindungen in Lösung gehen. Bei der Zersetzung der Pflanzen findet am leichtesten die Lösung von Kalzium und Magnesium, am schwersten von Kalium und Phosphor statt.

Wie W. Benecke (3) festgestellt hat, sind Schwefel, Phosphor und Magnesium für das Wachstum der Baktérien unbedingt erforderlich, während Kalium auch durch Rubidium und Caesium vertreten werden kann. Schwefel, Phosphor, Kalium und Magnesium sind aber auch für andere Pilze und für die höheren Pflanzen als Nährstoffe meist unentbehrlich.

Den Schwefel vermögen die Mikroorganismen aus den verschiedensten Verbindungen in Form von Schwefelwasserstoff in Freiheit zu setzen, der dann durch besondere, viel verbreitete Organismen, zu Schwefel und Schwefelsäure oxydiert werden kann. Aus der Schwefelsäure, beziehungsweise den Sulfaten findet dann wieder die Bildung von organischen Schwefelverbindungen statt. Für den Kreislauf des Schwefels sind die Mikroorganismen demnach von größter Bedeutung.

Zur Entwicklung von Schwefelwasserstoff sind zahlreiche Bakterien befähigt, wie dies z. B. aus den Befunden von Petri und Maaßen (1), von Stagnitta-Balisteri (1), Zörkendörfer (1) u. a. hervorgeht. Auch Hefen (Sproßpilze) vermögen Schwefelwasserstoff aus organischen Schwefelverbindungen, Schwefel und Sulfaten zu bilden[1]). Ebenso kommt diese Fähigkeit Schimmelpilzen zu.

[1]) Nähere Literaturangaben findet der Leser in meiner „Einführung in die Mykologie der Genußmittel und in die Gärungsphysiologie", Berlin 1911, Seite 52, 53, 117.

Die Bildung von Schwefelwasserstoff durch Bakterien bei der Fäulnis der Eiweißkörper wurde von vielen Forschern nachgewiesen, so von Nencki (1), Petri und Maaßen (2), Niemann und Morris (1) u. a. Maaßen (4) fand auch, daß Azetondauerpräparate von Proteus mirabilis und Vibrio phosphorescens, die mit Sand verrieben wurden, aus Pepton schon innerhalb von 1—2 Stunden Schwefelwasserstoff entwickeln. In gleicher Weise wirkt auch der Hefepreßsaft.

Auf die Reduktion von Schwefel durch verschiedene Bakterien hat M. Rubner (2) hingewiesen. Die Bildung von Schwefelwasserstoff aus Schwefel und vulkanisiertem Kautschuk durch anaerobe Bakterien hat Miquel[1]) beobachtet. Auch Aerobacter erscheint nach Beijerinck (13) zur Schwefelwasserstoffbildung aus Schwefel befähigt. Auf die Reduktion von Schwefel durch Schimmelpilze machte besonders Selmi (1) aufmerksam.

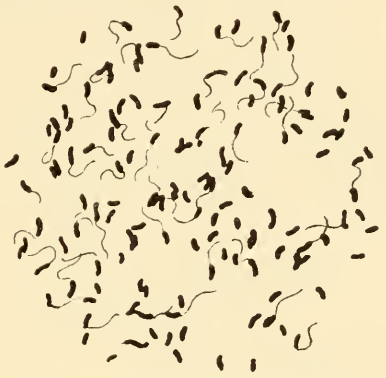

Fig. 30. Micr. desulfuricans, mit Geißeln. Vergr. 1000. Nach A. van Delden.

Über die Reduktion von Sulfaten durch Bakterien unter Bildung von Schwefelwasserstoff liegen Untersuchungen von Brussilowsky (1), Zelinsky (1), Beijerinck (11 und 13), Stockvis und Saltet (1), van Delden (1), Goslings (1) und Rank (1) vor. Festgestellt wurde diese Fähigkeit in einwandfreier Weise nur für Spirillum (Microspira) desulfuricans Beijerinck (Fig. 30) und für Microspira aestuarii van Delden. Zwei sulfatreduzierende Bakterien, Bact. desulfuricans a und Bact. desulfuricans b, von denen das erstere auch Nitrat zu Nitrit reduziert, wurden kürzlich von Emmerich, Graf zu Leiningen und O. Loew (1) aus dem Boden isoliert. Die Schwefelwasserstoffbildung durch sulfatreduzierende Bakterien im Mineralwasser hat Rank (1) eingehend studiert.

Auch Thiosulfate können durch Bakterien (Thiosulfatbakterien, Thionsäurebakterien) zersetzt werden, wie dies Nathansohn (2) und Beijerinck (1) gezeigt haben. Zur Schwefelwasserstoffbildung aus Thiosulfaten erweist sich nach Beijerinck (13) besonders Aerobacter befähigt. Raciborski (1) konnte dieses Vermögen auch für Schimmelpilze feststellen.

---

[1]) Nach W. Kruse „Allgemeine Mikrobiologie", Leipzig 1910, S. 653.

Auf die Oxydation von Schwefel und Schwefelwasserstoff durch Mikroorganismen haben nach Angabe von E. Duclaux (2) schon Gayon und Doumer hingewiesen. Eingehende physiologische Untersuchungen über derartige Schwefelbakterien wurden insbesondere von S. Winogradsky (7) Engelmann (1) und Molisch (1) ausgeführt.

Zur Oxydation des Schwefelwasserstoffs sind recht viele Bakterien befähigt. Das Vorkommen dieser Schwefelbakterien ist ein sehr häufiges; namentlich in Sümpfen und Tümpeln, aber auch im Meerwasser sind sie fast stets anzutreffen.

Man unterscheidet farblose fädige Schwefelbakterien, farblose nichtfädige Schwefelbakterien und die roten Schwefelbakterien oder Purpurbakterien.

Zu den fädigen Schwefelbakterien gehören die von Winogradsky (8) eingehend beschriebene Gattung Beggiatoa, die durch lebhaft bewegliche zylindrische quergegliederte Fäden, die meist Schwefeleinlagerungen enthalten, charakteristisch ist, und die Gattung Thiothrix, die unbewegliche Fäden bildet, welche mit Hilfe eines

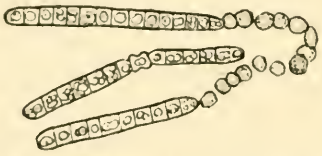

Fig. 31. Beggiatoa alba, Zerfall des Fadens in kurze, sich abrundende Glieder. Vergr. 900. Nach S. Winogradsky.

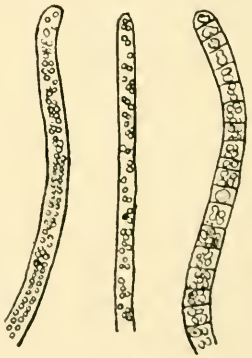

Fig. 32. Beggiatoa alba. Vergr. 900. Nach S. Winogradsky.

schleimigen Haftkissens auf der Unterlage festsitzen und eine schwache Scheidenbildung zeigt, die bei der Beggiatoa fehlt. Ein Kennzeichen der Thiothrix ist die Abstoßung des obersten Fadengliedes, das nach kurzer Bewegung ein schleimiges Haftkissen bildet und zu einem neuen Faden auswächst. Winogradsky bezeichnet diesen Vorgang als Konidienbildung. Eine neue im Schlick des Bodensees aufgefundene fädige Schwefelbakterienart, bei der ein bis mehrere Fäden von einer dicken Gallerthülle umgeben sind, in der sie sich gleitend bewegen können, wurde von R. Lauterborn (1) beschrieben.

Für die Unterscheidung der Arten der Gattung Beggiatoa ist die Breite der Fäden von Bedeutung. So gehören hierher die Beggiatoa alba (Fig. 31 und 32), Beggiatoa media, Beggiatoa minima, und die von Hinze (1) näher untersuchte Beggiatoa mira-

bilis (Fig. 33). Dieser Forscher (2) hat erst kürzlich ausführliche Angaben über die Anatomie, Morphologie und Physiologie der Beggiatoa gemacht. Arten der Gattung Thiothrix, zu deren Unterscheidung gleichfalls die Fadendicke herangezogen wird, sind Thiothrix nivea (Fig. 34), Thiothrix tenuis, Thiothrix tenuissima. Über die Zytologie von Thiothrix nivea und Thiothrix tenuis liegen Untersuchungen von Swellengrebel (1) vor. Zwei neue Thiothrix-Arten, Thiothrix annulata mit sehr langen und dicken Fäden und Thiothrix marina mit kurzen dünnen Fäden wurden kürzlich von H. Molisch[1]) (5) aus Meerwasser isoliert.

Zu den farblosen nichtfädigen Schwefelbakterien gehören die von Warming (1) aufgefundenen Monas Mülleri und Monas fallax, die von Jegunow (1) entdeckten Schwefelbakterien Spezies α und β,

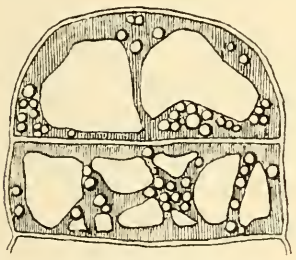

Fig. 33. Beggiatoa mirabilis Cohn. Schnitt durch die Spitze eines Fadens. Im Protoplasma liegen die Schwefeltropfen. Vergr. ca. 900. Nach Hinze.

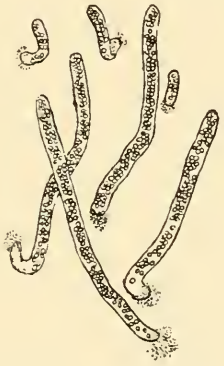

Fig. 34. Thiothrix nivea. Vergr. 900. Nach S. Winogradsky.

die von Hinze (3) isolierte Thiophysa volutans, das von Omelianski (4) aufgefundene bewegliche Thiospirillum Winogradskii. Zahlreiche neue Arten von Schwefelbakterien, darunter solche von Thiospirillum, Aphanothece und Oscillatoria wurden von Szafer (1) beschrieben. Genauer hat auch P. Georgevitch (1) die von ihm gefundene Schwefelbakterie, Bacillus thermophilus oranjensis charakterisiert. Eine Reihe von farblosen nichtfädigen Schwefelbakterien, Bacterium Bovista, Bacillus thiogenus, Spirillum bipunctatum erhielt H. Molisch[1]) aus Meerwasser, bezw. Süßwasser. Dieser Forscher gibt auch genauere Methoden zur Anhäufung (Gewinnung) solcher Bakterien an.

[1]) H. Molisch, Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt., Bd. 33, 1911, S. 55.

Interessante Versuche über das Verhalten der farblosen Schwefelbakterien zu Schwefelwasserstoff einerseits, zu Sauerstoff andererseits, wurden von M. Jegunow (1 u. 2) ausgeführt. In schwefelwasserstoffhaltigen Flüssigkeiten sammeln sich die Schwefelbakterien in einer entsprechenden Höhe, wo der erforderliche Schwefelwasserstoff und der zur Oxydation notwendige Luftsauerstoff in entsprechender Menge vorhanden sind, zu einer mit freiem Auge sichtbaren Schichte an, die von Beijerinck (14), der diese Erscheinung schon vor Jegunow beobachtet hatte, als Bakterien-Niveau, von Jegunow als Bakterien-Platte bezeichnet wurde. Je nach dem Schwefelwasserstoffgehalt der Kulturflüssigkeit kann ein Heben oder Senken des Bakterien-Niveaus erfolgen. Die Bakterienplatte zeigt quastenförmige Fortsätze nach unten zu, die durch eine Bewegung der Bakterien, die jener des Wassers eines Springbrunnens ähnelt, erzeugt werden, sodaß Jegunow dem Bakterien-Niveau auch den Namen Fontänen-Platte geben konnte.

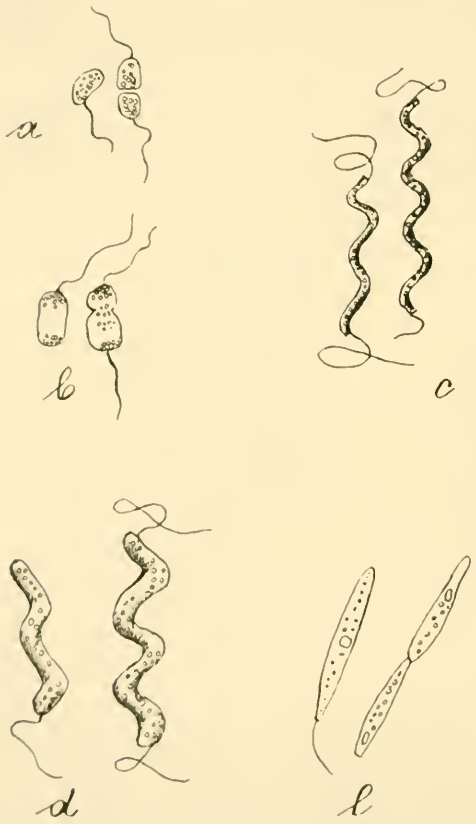

Fig. 35. *a* Chromatium Okenii, *b* Monas Warmingii, *c* Spirillum volutans, *d* Ophidomonas sanguinea, *e* Rhabdomonas rosea. Vergr. 600. Nach F. Cohn.

Die roten Schwefelbakterien wurden schon im Jahre 1826 von C. G. Ehrenberg beobachtet, der einem solchen von ihm gefundenen Organismus den Namen Monas Okenii gab, der später von Perty (1) den Namen Chromatium Okenii (Fig. 35) erhielt. Studien über die innere Struktur des Chromatium Okenii wurden kürzlich von Dangeard (1) ausgeführt, unter Hinweis auf die Abstammung der Bacteriaceen von den Flagellaten. Diesem Forscher (2) verdanken wir eine kurze

Mitteilung über das physiologische Verhalten verschieden geformter, nicht näher beschriebener Purpurbakterien. Auch Ophidomonas sanguinea (Fig. 35) wurde schon von C. G. Ehrenberg gefunden und beschrieben. Der Monas Okenii steht die von Warming (1) entdeckte und von F. Cohn (2) eingehender untersuchte Monas Warmingii (Fig. 35), nahe; der letztgenannte Forscher hat auch die Rhabdomonas rosea (Fig. 35) aufgefunden und beschrieben. In der weiteren Folge wurde das Auftreten von Purpurbakterien vielfach wahrgenommen. Die eingehende Literatur hierüber findet der Leser in einer Abhandlung von F. Cohn[1]) und in dem Buche von H. Molisch „Die Purpurbakterien". Die Reinzucht einer Purpurbakterie, des schwefelfreien Spirillum rubrum Esmarch gelang zum erstenmal Esmarch (1). Später konnte dann H. Molisch eine Reihe von schwefelfreien Purpurbakterien in Reinzucht erhalten. Schwefelhaltige Purpurbakterien wurden dagegen bisher noch nicht in Reinzucht gewonnen.

Nach H. Molisch (1) gibt es nämlich neben solchen Purpurbakterien, die Schwefel ablagern können (Thiorhodaceae), auch solche, die hierzu nicht befähigt sind (Athiorhodaceae). Für die Züchtung (Beschaffung) der Purpurbakterien sind faulende organische Stoffe, Licht und erschwerter Sauerstoffzutritt erforderlich. Die von Molisch als Rhodobacteria bezeichnete Gruppe besitzt zwei Farbstoffe, einen roten (Bacteriopurpurin) und einen grünen (Bacteriochlorin).

Molisch gelang es nun, eine große Zahl neuer Purpurbakterien zu isolieren, die von ihm eingehend beschrieben wurden, so Rhodobacillus palustris (Fig. 36), Rhodobacterium capsulatum (Fig. 36), Rhodocapsa suspensa (Fig. 36), Rhodothece pendens, Rhodococcus capsulatus, Rhodococcus minor, Rhodovibrio parvus, Rhodocystis gelatinosa, Rhodonostoc capsulatum, Rhodospirillum photometricum (Fig. 36), Rhodospirillum giganteum.

Im Gegensatze zu den Befunden Engelmanns (1) konnte Molisch auf Grund seiner umfangreichen mit Reinzuchten ausgeführten Versuche feststellen, daß eine Kohlensäureassimilation der Purpurbakterien im Lichte unter Sauerstoffausscheidung nicht stattfindet.

Die Ablagerung des Schwefels in den Schwefelbakterien erfolgt in Form von flüssigen Schwefeltropfen. Der Schwefel kann von den Schwefelbakterien auch weiter zu Schwefelsäure oxydiert werden.

---

[1]) F. Cohn, Untersuchungen über Bakterien II, Beiträge zur Biologie der Pflanzen, 1. Bd., Breslau 1875, 3. Heft, S. 141.

Fig. 36. *a* Rhodobacillus palustris Molisch. Gelatinezucht, *b* desgl. aus Flußwasser-Pepton-Dextrin-Nährl., *c* Rhodobacterium capsulatum Molisch mit Schleimkapsel, *d* Rhodospirillum photometricum Molisch mit Geißeln, *e* Rhodocapsa suspensa Molisch, *f* desgl. mit Schleimhof. Vergr. *a*, *b* und *d*: 500; *c* ca. 1000; *e* und *f*: 300. Nach Molisch. Aus H. Molisch „Die Purpurbakterien".

Bemerkt sei, daß der Beijerincksche Thiobacillus denitrificans zur Salpeterzersetzung befähigt ist. Beijerinck hat für diese Umsetzung die folgende Gleichung aufgestellt:

$$6\,KNO_3 + 5\,S + 2\,CaCO_3 = 3\,K_2SO_4 + 2\,CaSO_4$$

Kaliumnitrat Schwefel Kalziumkarbonat Kaliumsulfat Kalziumsulfat

$$+ 2\,CO_2 + 3\,N$$

Kohlendioxyd Stickstoff

Auch der organisch gebundene Schwefel kann durch Mikroorganismen in Schwefelsäure bezw. Sulfate überführt werden, wie dies z. B. durch Rubner (2) für Proteus vulgaris nachgewiesen wurde.

Eine Oxydation des organischen Schwefels zu Schwefelsäure durch Hefepreßsaft haben Hahn und Geret (1) beobachtet.

Nathanson (1) nimmt an, daß seine aus Meeresschlamm isolierten Natriumthiosulfat oxydierenden Schwefelbakterien diese Oxydation nach folgender Gleichung bewirken:

$$3\,Na_2S_2O_3 + 5\,O = 2\,Na_2SO_4 + Na_2S_4O_6$$

Natriumthiosulfat Natriumtetrathionat

wobei Tetrathionsäure entsteht, während Beijerinck (1) für die Tätigkeit seiner auch im Süßwasser vorkommenden Thiobazillen die Gleichung aufstellte:

$$Na_2S_2O_3 + O = Na_2SO_4 + S$$

Natriumthiosulfat

$$Na_2S_4O_6 + Na_2CO_3 + O = 2\,Na_2SO_4 + CO_2 + S_2$$

Natriumtetrathionat

Die Schwefelsäure wird in Form von Sulfat von den Pflanzen assimiliert und zum Aufbau organischer Schwefelverbindungen benutzt.

IV. Kapitel.

Kreislauf des Phosphors.

Auch an dem Kreislaufe des Phosphors beteiligen sich Mikroorganismen. So zeigte Kellner (1), daß die im Fischguano enthaltene Phosphorsäure durch die Verdauung und bei der Zersetzung des tierischen Kotes in großer Menge löslich wurde.

Wie aus den Beobachtungen Hahns und Gerets (2) und E. Buchners und Hahns (1) über die Selbstverdauung des Hefepreßsaftes hervorgeht, findet bei der Zersetzung der Eiweißstoffe eine wahrscheinlich enzymatische Abspaltung der Phosphorsäure statt.

Bei der durch Bakterien bewirkten Fäulnis der Eiweißkörper, bei der Zersetzung der Nukleinsäure und des Lezithins durch Bakterien, wird ebenfalls Phosphorsäure frei gemacht.

Von vielen Forschern wird die Bildung von Phosphorwasserstoff aus phosphorhaltigen Verbindungen angenommen, so von Selmi (1), Gautier und Etard (1), Poleck (1), Stich (1), Marpmann (1), H. Weigmann, Makowka, Eichloff, Th. Gruber, Huss und Lindemann (1), H. Weigmann und A. Wolff (1). Es gibt aber auch Forscher, die eine Phosphorwasserstoffentwicklung bei Fäulnisprozessen bestreiten, so Fresenius und Neubauer (1), Halasz (1), Fischer (1), Ch. Yokote (1).

Die Aufschließung der Phosphate durch Bakterien haben viele Forscher untersucht, so insbesondere Stoklasa, Duchacek und Pitra (1). Hierbei zeigten sich Bac. mycoides und Bac. Megatherium in hervorragendem Grade tätig. Diese Aufschließung wird wohl hauptsächlich auf die Säurebildung zurückzuführen sein.

Schon das durch die Mikroorganismen in Freiheit gesetzte Kohlendioxyd kann nach Haselhoff (1) eine bedeutende aufschließende Wirkung auf Phosphate ausüben. Eine große Bedeutung kommt nach Löhnis[1]) den Humussäuren für die Aufschließung der Phosphate zu.

[1]) F. Löhnis, Handbuch der landw. Bakteriologie 1910, S. 700. Dort findet der Leser auch die einschlägige Literatur.

Auch Kröber (1) führt die bessere Wirkung schwer löslicher Phosphate in humusreichen Böden auf die vorhandenen Humussäuren und ganz besonders auf die Säurebildung durch Bakterien, Pilze und Hefen, die in solchen Böden besonders zahlreich vorkommen, zurück.

Die Bedeutung der Schimmelpilze für die Löslichmachung des Kalziumphosphats im Boden geht aus den Beobachtungen von Grazia und Cerza (1) deutlich hervor.

Wie Perotti (7) gezeigt hat, wirken physiologisch-saure Salze, wie Ammonsulfat wesentlich günstiger als physiologisch-alkalische Salze, z. B. Kaliumnitrat, als Stickstoffquellen, auf die Löslichkeit von Trikalziumphosphat durch Bakterien ein. Auf die Säurebildung aus Zucker und ihre Bedeutung für die Lösung der Phosphate durch Bodenorganismen hat Brown (1) aufmerksam gemacht.

Eine Ausnutzung von Trikalziumphosphat durch Bac. fluorescens liquefaciens, Proteus vulgaris und Bac. mycoides bemerkte Machida (1). Die Lösung von Phosphaten durch zahlreiche Bodenbakterien wurde auch von Brown (1) und von Sackett, Patten und Brown (1) beobachtet, welche letzteren für manche Bakterien die Fähigkeit feststellen wollten, auch ohne Säurebildung unlösliche Phosphate in lösliche zu überführen. S. de Grazia (1) nimmt ebenfalls auf Grund seiner Versuchsergebnisse an, daß außer der Phosphatlösung durch die Säurebildung der Bakterien auch eine durch sie bewirkte enzymatische Lösung stattfindet. Nach Perotti (8) hingegen kann man wohl von besonderen Phosphorsäurelösern unter den Bakterien nicht sprechen. Die Lösungsvorgänge werden durch die Gegenwart von Kohlehydraten, ganz besonders von Saccharose (2 %) günstig beeinflußt, doch sind auch die Stickstoffquelle und die vorhandenen Basen von Bedeutung. Eine gute Wirkung zeigten namentlich Ammonsalze (Ammoniumsulfat). Über den Einfluß der Bakterien auf den Phosphorumsatz im Boden hat kürzlich auch Sewerin (2) Versuche ausgeführt.

Bei dieser Gelegenheit sei auch erwähnt, daß nach G. Corso (3) verschiedene Pflanzenfamilien ein ungleiches Lösungsvermögen für unlösliche Phosphate zeigen.

Zur Assimilation der Phosphate und Überführung in organische Bindung sind wohl alle Mikroorganismen befähigt, und gelten daher auch Phospate als unentbehrliche Nährstoffe für Bakterien, z. B. Essigbakterien, für Hefen und Schimmelpilze. So konnte Stutzer (1) die Festlegung des Phosphors in organischer Bindung in festen Exkrementen nachweisen. Grazia und Cerza (1) beobachteten besonders die weitgehende Assimilation von Phosphaten durch Aspergillus niger, Penicillium glaucum und Penicillium brevicaule. Untersuchungen über die Phosphorassimilation durch Aspergillus niger

wurden kürzlich auch von Dox (1) ausgeführt. Die Überführung von Phosphaten in organische Bindung durch abgetötete Hefe hat Iwanoff (1) nachgewiesen.

Die Anwesenheit eines besonderen, für die Bildung des Kohlenhydratphosphorsäureesters notwendigen synthetischen Enzyms, der Phosphatese, im Hefepreßsaft, im Aspergillus niger und auch in reifen Haferkörnern haben Euler und Sixten Kullberg (1) festgestellt. Von den beiden Forschern wurden auch die Eigenschaften dieses Enzyms näher studiert.

Eingehende Untersuchungen über den Kreislauf des Phosphat-Jons im Boden wurden kürzlich von Stoklasa (5) ausgeführt. Dort findet der Leser auch eine genaue Zusammenstellung der einschlägigen Literatur.

Die Bedeutung der Phosphorsäure für die Stickstoffbindung und für die Entwicklung der Algen geht besonders auffallend aus den Versuchen von Wilfarth und Wimmer (1) hervor.

Bei dieser Gelegenheit sei auch auf die zahlreichen Pilzen, so insbesondere dem Penicillium brevicaule zukommende Eigenschaft hingewiesen, Arsenverbindungen unter Bildung knoblauchartiger, flüchtiger Verbindungen zu reduzieren. Diesbezügliche Feststellungen verdanken wir besonders Gosio (1) und Abel und Buttenberg (1).

V. Kapitel.

Kreislauf des Eisens.

Die bei der Verwesung der Pflanzen entstehenden, und in zahlreichen Wässern, namentlich in den Eisenquellen, vorhandenen Ferroverbindungen können durch besondere Mikroorganismen zu Ferriverbindungen oxydiert werden. Es tritt aber auch wieder eine Reduktion dieser Eisenverbindungen ein, die allerdings, soweit es sich hierbei um die Tätigkeit von Mikroorganismen handelt, bisher so gut wie gar nicht erforscht ist.

Auf das Vorkommen von fädigen Bakterien mit rostfarbigen Scheiden hat bereits Ch. G. Ehrenberg (1) hingewiesen. F. Cohn (3) gab in der Folge eine nähere Beschreibung der Crenothrix polyspora (Crenothrix Kühniana), mit der sich dann auch W. Zopf (2) eingehend beschäftigt hat, der auch einen der Cladothrix dichotoma nahestehenden Organismus, den Sphaerotilus roseus entdeckt hat. Untersuchungen über Leptothrix ochracea und Sphaerotilus natans wurden schon von Fr. T. Kützing (1) ausgeführt. Die Entwicklung von Sphaerotilus natans hat dann E. Eidam (1) studiert. Unsere Kenntnisse von der Physiologie der fädigen Eisenbakterien hat S. Winogradsky (9) erweitert. Molisch (2) verdanken wir aber erst einen klaren Einblick in die Morphologie und Physiologie der Eisenbakterien. Ihm gelang es auch, eine der häufigst vorkommenden und durch besonders reiche Eisenspeicherung ausgezeichnete Eisenbakterie, Chlamydothrix (Leptothrix) ochracea in Reinzucht zu erhalten.

Die fädigen Eisenbakterien, die in ihrer gallerthaltigen Hülle Eisenoxydverbindungen speichern können, sind in der Natur, wie dies aus den Ausführungen von H. Molisch (2) hervorgeht, überaus verbreitet. Sie kommen besonders häufig in Teichen, Gräben, Tümpeln, auf moorigen Wiesen und in eisenhaltigen Wässern vor und können sich manchmal in Wasserleitungen und Wasserwerken durch ihr massenhaftes Auftreten recht unangenehm bemerkbar machen. Sie beteiligen sich auch manchmal an der Rostbildung in Wasserleitungsröhren und

sind auch für die Enteisenung von Eisenwässern von Bedeutung. So werden z. B. auch nach Gaines (1) in der Erde befindliche eiserne Leitungen durch Bakterientätigkeit korrodiert. Neben den fädigen Eisenbakterien, wie Chlamydothrix (Leptothrix) ochracea Mig., Chlamydothrix ferruginea Mig., Chlamydothrix sideropus

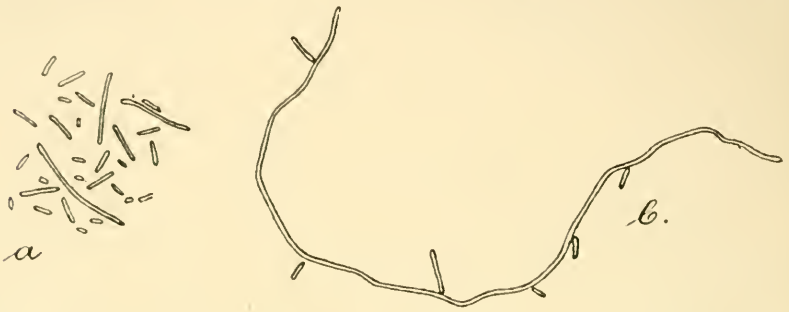

Fig. 37. Chlamydothrix ochracea Migula. *a* Schwärmer, *b* ein aus einem Schwärmer entstandener Faden, auf dem sich Schwärmer festsetzen, die zu Fäden auskeimen und dadurch einen verzweigten Faden vortäuschen. Vergr. ca. 945. Nach H. Molisch „Die Eisenbakterien".

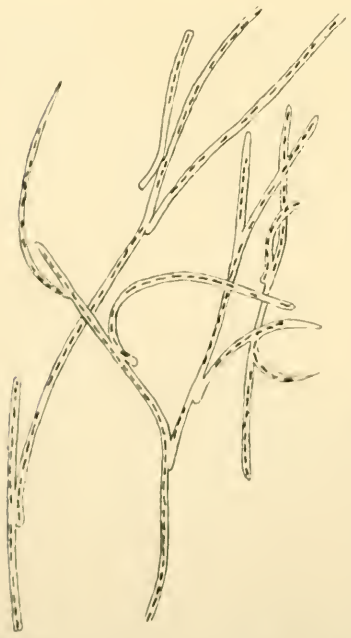

Fig. 38. Cladothrix dichotoma Cohn. Zeigt die falsche Dichotomie und die Scheiden. Vergr. ca. 260. Aus H. Molisch „Die Eisenbakterien".

Molisch, Clonothrix fusca Schorler, Cladothrix dichotoma Cohn, Crenothrix polyspora Cohn und den von D. Ellis (1) gefundenen Eisenbakterien: Spirosoma ferrugineum, Nodofolium ferrugineum, Leptothrix Meyeri, Spirophyllum tenue, Spirophyllum ferrugineum und Spirosoma solenoïde gibt es auch nichtfädige Eisenbakterien. Zwei solche Bakterien, Siderocapsa Treubii und Siderocapsa major wurden von Molisch entdeckt.

Molisch gelang es auch zuerst Chlamydothrix (Leptothrix) ochracea Mig., die „typische Eisenbakterie" (Fig. 37 und 42), die zur Eisenspeicherung in besonders hohem Grade befähigt ist, durch Anwendung von Manganpeptonagar (mit Moldauwasser) aus Leptothrix-Schwärmern in Reinzucht zu erhalten. Die

Vermehrung der Chlamydothrix ochracea erfolgt durch Zerbrechen der Fäden und weiteres Auswachsen der von Scheiden umgebenen Bruchstücke durch Teilung der darin befindlichen Zellen, durch Abgliederung der Endzellen und durch die aus den Scheiden tretenden Schwärmer, die sich festsetzen und dann zu einem unverzweigten Faden heranwachsen. Eine verwandte Art ist die von Ellis gefundene Leptothrix Meyeri.

Die nur wenig Eisen ablagernde Cladothrix dichotoma Cohn (Fig. 38) wurde zuerst von Büsgen (1) mit Hilfe von Fleischextraktlösungen und Fleischextraktgelatine und von Höflich (1) in gleicher Weise in Reinzucht erhalten. Diese Eisenbakterie wurde auch von Schöne (1) in einer flockigen Schleimbildung, die im Diffusionssaft einer Zuckerfabrik aufgetreten war, von Laxa (1) in einem Sirupmuster und von mir (6) in einer Froschlaichbildung, Leuconostocgallerte, vorgefunden. Meinen Befunden zufolge läßt sie sich in mineralsalzhaltigen Zuckerlösungen, die Ammoniumsalze oder Asparagin als Stickstoffquelle enthalten, gut züchten[1]).

Fig. 39. Crenothrix polyspora Cohn. Habitusbild. Vergr. 32. Nach H. Molisch. Aus H. Molisch „Die Eisenbakterien".

Cladothrix dichotoma bildet meist farblose, festsitzende Flöckchen, die aus unecht dichotom verzweigten Fäden bestehen, die innerhalb der Scheiden ovale oder längliche stabförmige Zellen enthalten. Die Vermehrung geschieht durch Gonidien. Diese entstehen aus den vegetativen, stäbchenförmigen Zellen, die unterhalb des einen Endes ein Büschel von Geißeln erhalten.

Die Crenothrix polyspora Cohn (Fig. 39, 40, 41) wurde nach Rösslers (1) Angabe von ihm auf Ziegelstücken reingezüchtet, die in sterilisiertem mit etwas Eisenvitriol versetztem Wasser eingelegt waren. Weder Molisch noch Adler (1) gelang aber die Reinzüchtung dieser

[1]) Eine hierzu geeignete Nährlösung ist: 1000 ccm Leitungswasser, 25 g Handelsraffinade, 0,5 g Asparagin, 0,1 g NH_4Cl, 0,1 g K_2HPO_4, 0,1 g $MgSO_4$, 0,01 g $CaCO_3$, 0,01 g $FeSO_4$.

Bakterie nach der Rösslerschen Methode. Die Vermehrung der Bakterie erfolgt durch Gonidien, die durch Teilung der innerhalb der meist farblosen Scheiden befindlichen Zellen entstehen. Die Gonidien sind nahezu kugelig und haben verschiedene Größe (Makro- und Mikrogonidien).

Chlamydothrix ferruginea Mig. (Gallionella ferruginea Ehrenb.) (Fig. 42) bildet einfach geschlängelte Fäden, oder solche, die

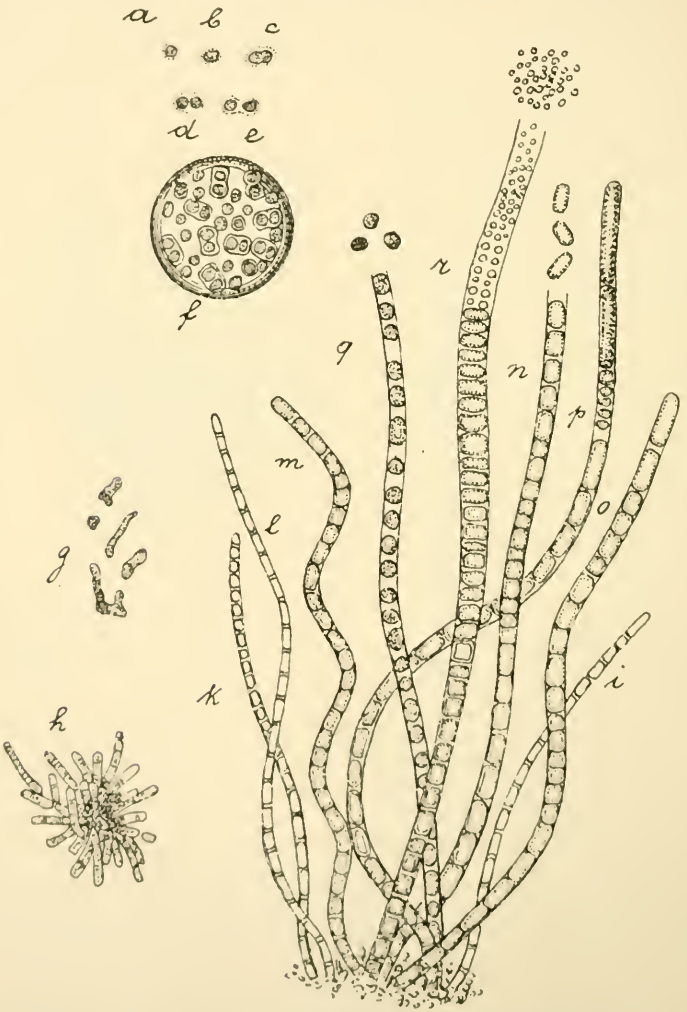

Fig. 40. Crenothrix polyspora. *i—r* Zellverbände von verschiedener Dicke, *n—q* Makrokokken und *r* Mikrokokken abspaltend, *a—e* Vermehrung der Kokken, *f* Kokkenkolonie, *g* solche, in natürlicher Größe, *h* solche in der Auskeimung begriffen. Vergr. 600. Nach Zopf.

aus zwei Fäden zopfartig zusammengesetzt sind (Doppelfäden). Wie Molisch hervorhebt, bemerkt man an dieser Bakterie weder eine besondere Scheide, noch eine innere Gliederung der Fäden in Zellen. Ähnlich ist das von D. Ellis (2) aufgefundene Spirophyllum ferrugineum (Fig. 42), das statt der zylindrischen Fäden der Gallionella breite, bandartige Fäden aufweist und das von Ellis (1) entdeckte Nodofolium ferrugineum. Nachdem die Reinzucht dieser Organismen

Fig. 41. Crenothrix polyspora. Auskeimung der Kokken *g* innerhalb der Scheide des alten Mutterzellfadens. Vergr. ca. 600. Nach Zopf.

noch nicht gelungen ist, läßt es sich auch nicht recht feststellen, ob es sich hier nicht etwa um identische Pilze handelt. Das von Ellis gefundene Spirophyllum tenue steht dem Spirophyllum ferrugineum nahe.

Chlamydothrix sideropus wurde von Molisch entdeckt. Diese Bakterie zeigt einen langen, farblosen, unverzweigten Faden mit dünner Scheide, innerhalb deren sich die zylindrischen Bakterienzellen befinden.

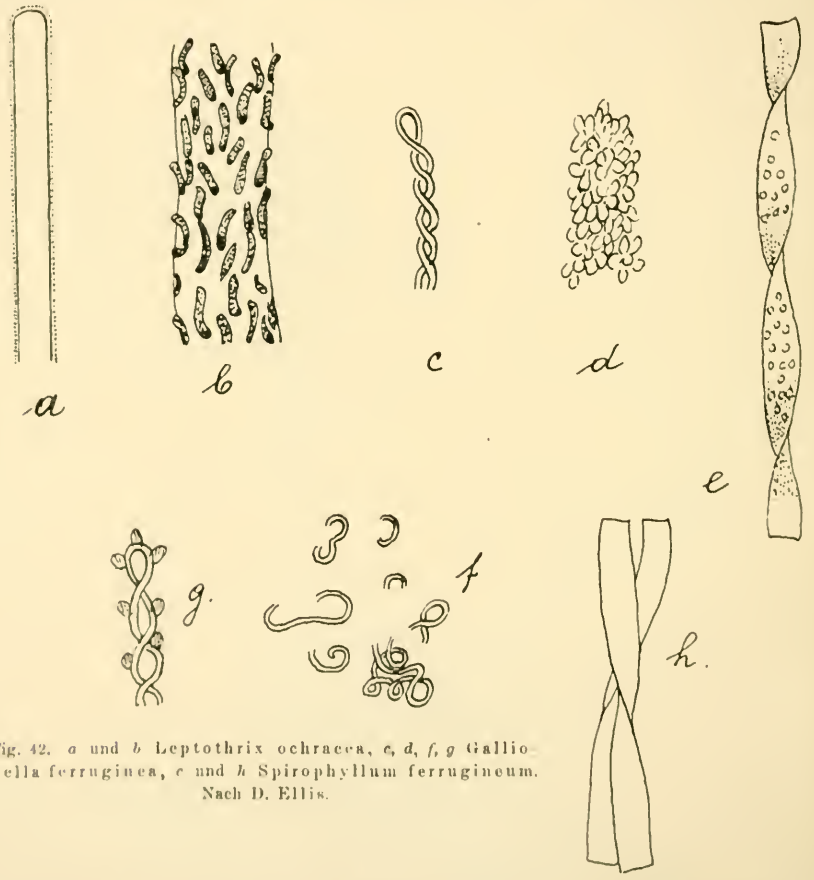

Fig. 42. *a* und *b* Leptothrix ochracea, *c*, *d*, *f*, *g* Gallionella ferruginea, *e* und *h* Spirophyllum ferrugineum. Nach D. Ellis.

Die von Schorler (1) aufgefundene Clonothrix fusca (ferruginea) (Fig. 43) hat festsitzende Fäden, die dichotom oder unregelmäßig verzweigt sind. Die zylindrischen oder flach scheibenförmigen Zellen sind von einer Scheide umgeben. Die Vermehrung erfolgt durch kleine, kugelige, unbewegliche Gonidien, die aus den vegetativen Zellen entstehen.

Siderocapsa Treubii und Siderocapsa major sind von einem Schleimhof umgebene Kokken.

Die von Cohn ausgesprochene Vermutung, daß die Auflagerungen und Einlagerungen von Eisen mit der Lebenstätigkeit der Eisenbakterien

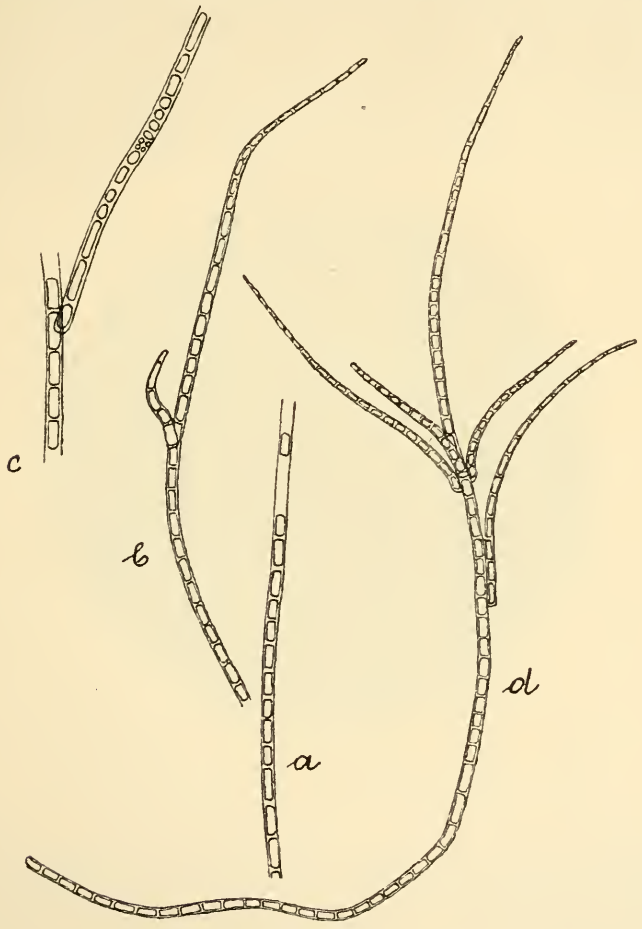

Fig. 43. Clonothrix ferruginea (fusca) Schorler. *a* Fadenstück mit Scheide und zylindrischen Zellen, *b* pseudodichotome Verzweigung, *c* unregelmäßig verzweigter Faden, *d* Fadenstück mit beginnender Gonidienbildung. Vergr. ca. 580. Nach H. Molisch. Aus H. Molisch „Die Eisenbakterien".

in engem Zusammenhange stehen, wurde von Winogradsky stark betont. Wie aber schon W. Zopf hervorgehoben hat und H. Molisch (2 u. 3), Adler (1), Schorler (1) und Ellis (1) nachweisen konnten, sind

die Eisenbakterien imstande, sich auch in eisenfreien Nährlösungen zu entwickeln. Maßgebend für diese Anschauung und als einwandfreier Beweis anzusehen, ist der von Molisch an einer Reinzucht erhaltene Befund. Für den Kreislauf des Eisens sind aber diese Bakterien selbstverständlich nichtsdestoweniger von großer Bedeutung.

Nachdem schon Adler (1) und Peklo (2) auf das Vorkommen von eiseninkrustierten Pilzhyphen in Eisenwässern hingewiesen hatten, gelang es R. Lieske (2) einen dem Citromyces Pfefferianus morphologisch nahestehenden, in seinem physiologischen Verhalten von ihm verschiedenen eisenspeichernden Pilz in Reinzucht zu erhalten, der

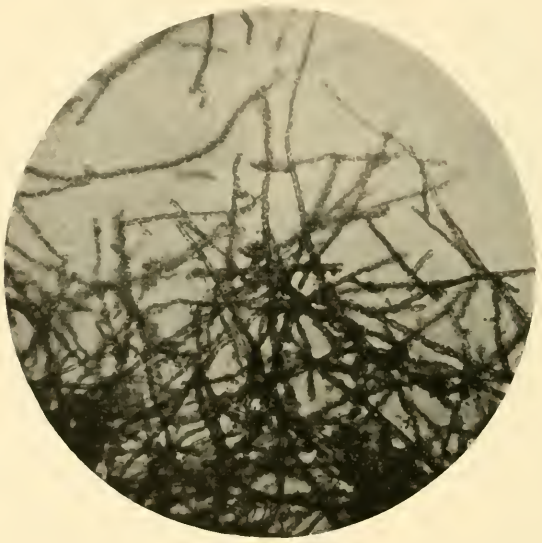

Fig. 44. Hyphen von Citromyces siderophilus mit Eiseninkrustation aus einer harnstoffhaltigen Reinkultur. Nach R. Lieske.

von seinem Entdecker den Namen Citromyces siderophilus (Fig. 44 und 45) erhielt. Während Eisenoxydulsalze die Entwicklung des Pilzes wesentlich fördern, üben Eisenoxydsalze eine Giftwirkung aus. Das Wachstum anderer Pilze, so des Aspergillus niger, Penicillium glaucum, Citromyces glaber und Citromyces Pfefferianus wurde auch durch Eisenoxydulsalze gehemmt. Citromyces siderophilus vermag nach den Befunden von Lieske ebenfalls in eisenfreien organischen Nährlösungen zu gedeihen.

Aus den Feststellungen R. Lieskes (1) geht hervor, daß Spirophyllum ferrugineum sich in Reinzucht in Nährlösungen entwickelt, die außer kohlensaurem Eisen nur anorganische Salze, hingegen gar

keine organische Substanz enthalten. Es nimmt also den Kohlenstoff aus dem Karbonat auf. Ein ähnliches physiologisches Verhalten glaubt Lieske auch für Gallionella und Leptothrix ochracea annehmen zu dürfen. In den Versuchen von Lieske zeigte Leptothrix ochracea in Rohkulturen kräftige Manganspeicherung, eine Bestätigung der Befunde von Molisch, demzufolge auch Manganverbindungen von den Eisenbakterien abgelagert werden können.

Molisch (2 u. 3) weist darauf hin, daß es außer Bakterien auch manche andere Organismen gibt, die Eisen speichern können, so insbesondere Algen und verschiedene Flagellaten.

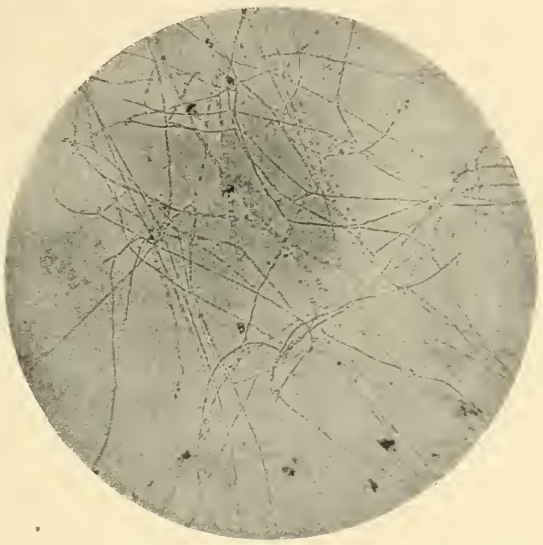

Fig. 45. Hyphen von Citromyces siderophilus aus Reinkultur ohne Inkrustation. Nach R. Lieske.

Es findet auch eine Reduktion von Eisenoxydverbindungen zu Oxydulverbindungen durch Mikroorganismen, namentlich bei Fäulnisprozessen statt. Tatsächlich kommen ja Eisenoxydulverbindungen im Grundwasser und in tieferen Bodenschichten vor.

An dem Kreislauf des Eisens nehmen übrigens die verschiedensten Mikroorganismen teil. Schon die Kohlendioxydentwicklung kann derartige Umsetzungen ermöglichen, in noch höherem Maße die Schwefelwasserstoff- und Schwefelsäurebildung.

Beijerinck (11) hat zuerst die Bildung von Schwefeleisen am Grunde stehender Gewässer studiert und eine hierbei sich betätigende Bakterie, Microspira desulfuricans abgeschieden. Eine zweite

ähnliche, gleichfalls anaerobe Bakterie wurde von Delden (1) gefunden. Sie erhielt den Namen Microspira aestuarii.

Für die Aufschließung der im Boden befindlichen Mineralstoffe kommen neben den physikalisch-chemischen Verwitterungsprozessen hauptsächlich die Wurzeltätigkeit der höheren Pflanzen und Mikroorganismen in Betracht, auf deren Bedeutung für diese Vorgänge besonders G. Kunze (1) hingewiesen hat.

So beteiligen sich an der Aufschließung von Silikaten zahlreiche Mikroorganismen, insbesondere durch Kohlendioxyd- und Säurebildung, z. B. Milchsäurebakterien nach F. H. King (1), Sulfatbakterien nach Stutzer (2), Salpeterbakterien nach Müntz (2) u. a., verschiedene Bodenbakterien nach C. W. Brown (2), Granulobacter gemeinsam mit Azotobacter und Flechten nach Heinze (4), verschiedene Schimmelpilze nach Grazia und Camiola (1). Sestinis (1) Befunden zufolge sind Mikroorganismen für die Verwitterung des Feldspates von besonderer Bedeutung.

Über den Einfluß der Bakterientätigkeit im Boden auf die Kaliausnutzung durch die höheren Pflanzen liegen kürzlich ausgeführte Versuche von Wimmer (1) vor.

Zweiter Abschnitt.

Mykologie des Bodens.

In Anbetracht des Umstandes, daß die vielen im Boden befindlichen Mikroorganismen nicht auf jedem Nährboden und unter allen sonstigen Verhältnissen, wie verschiedene Temperaturen, Luftzutritt usw. zur Entwicklung kommen, zeigen die von vielen Forschern unter Benutzung der Kochschen Plattenkultur ausgeführten Untersuchungen über den quantitativen Keimgehalt des Bodens, und wie Löhnis (8) mit Recht hervorhebt, auch die direkte Zählung unter dem Mikroskop stets zu niedere Werte. Nichtsdestoweniger sind aber die erhaltenen Zahlen noch immer außerordentlich hohe.

Der Keimgehalt des Bodens ist auch von den verschiedensten Faktoren abhängig. So nimmt der Keimgehalt mit der Tiefe ab. Houston (1) fand z. B. pro g Erde an der Oberfläche 1680000, in zwei Fuß Tiefe 900000, in vier Fuß Tiefe 25000, in sechs Fuß Tiefe nur 410 Keime. Stoklasa und Ernest (1) erhielten bei Erdproben aus einer Tiefe bis zu 30 cm 1—8 Millionen, bei 60 cm Tiefe 300000, bei 80 cm bis 1 m Tiefe 20000, die noch tieferen Erdschichten waren nahezu steril. Kabrhel (1) fand aber auch in größeren Tiefen über 2 m, einen sehr hohen Bakteriengehalt des Bodens, besonders des Waldbodens vor, und auch in den vom Grundwasser durchströmten Schichten war er ein großer.

Kultivierte Böden zeigen zumeist einen viel höheren Keimgehalt (Bakteriengehalt) wie unkultivierte, z. B. Hochmoore, Sandböden usw., wie dies besonders aus den Untersuchungen von Houston (2), von Th. Remy (2), von Fabricius und H. v. Feilitzen (1), C. Hoffmann (1) u. a. hervorgeht. Durch die Düngung wird dem Boden ein hoher Bakteriengehalt zugeführt und auch die Bedingungen für die Entwicklung der im Boden schon befindlichen Mikroorganismen erfahren vielfach eine wesentliche Verbesserung.

Ebenso üben die Jahreszeit und die Witterung einen Einfluß auf den Keimgehalt des Bodens aus. Eingehende Untersuchungen hierüber

hat kürzlich Engberding (1) ausgeführt. Der Verfasser (7) fand im Herbst (September) des Jahres 1908 in Wiener Gartenerde einen Bakteriengehalt von 4600000, im Winter (Dezember) desselben Jahres von nur 120000 in 12 cm Tiefe, im Wiener Straßenkot im Herbst (September) einen solchen von 7500000 pro 1 g, im Winter (Januar), an ungefähr gleicher Stelle, von 280000. Conn (1) konnte wieder eine starke Zunahme der Bodenbakterien im Winter feststellen.

Wie R. Koch (1), Miquel (6), Adametz (1) u. a. gezeigt haben, besteht die Mikroflora des Bodens hauptsächlich aus stäbchenförmigen Bakterien. Über das Vorkommen sporenbildender Bakterien im Boden haben insbesondere Gottheil (1) und Neide (1) eingehende Untersuchungen ausgeführt. Auch die für viele im Boden sich abspielende Prozesse so wichtigen Anaeroben kommen darin in größerer Menge vor, wie dies namentlich aus den Feststellungen von Ucke (1) deutlich hervorgeht, der z. B. in Gartenerde ungefähr $13^1/_3$ Millionen anaerobe Bakterien pro g fand.

In humusreichem Boden sind besonders die Aktinomyceten stark vertreten. In Fig. 46 sind die charakteristischen Aktinomyces-Kolben ersichtlich. Ebenso ist das Vorkommen von Sproßpilzen ein häufiges, wie dies aus den vielen Arbeiten von E. Chr. Hansen über den natürlichen Standort der Saccharomyceten, aus den Untersuchungen J. Wortmanns (1), Klöckers u. a. hervorgeht. Auch vom Verfasser wurden aus verschiedenen Böden eine Reihe von Sproßpilzen, zumeist Torulen, neben echten Saccharomyceten isoliert. Beim Eintragen von kleinen Erdproben in gehopfte Bierwürze trat stets eine auf Sproßpilze zurückzuführende alkoholische Gärung ein. Ebenso erhielt ich auf mit Erde beimpften Würzegelatine-, Würzeager-, Biergelatine- und Bieragar-Platten stets neben anderen auch zahlreiche Kolonien von Sproßpilzen. Wie weit sich die Sproßpilze an den Umsetzungen im Boden und Dünger beteiligen, ist bisher nicht näher verfolgt worden. Es ist jedenfalls anzunehmen, daß sie insbesondere an der Zersetzung der Kohlenhydrate in gedüngten Böden lebhaft mitwirken werden. Es sei hervorgehoben, daß neben verschiedenen Säuren, wie Ameisensäure, Essigsäure, Buttersäure, auch Alkohol in größerer Menge im Boden nachgewiesen werden konnte, so von Müntz (3) und von Stoklasa und Ernest (1).

Schimmelpilze sind besonders in Humusböden und solchen von saurer Reaktion recht häufig. So fand Adametz (1) im Boden Penicillium glaucum, Mucor Mucedo, Mucor racemosus, Mucor stolonifer, Aspergillus glaucus, Oidium lactis. Zahlreiche Pilze wurden aus dem Waldhumus von Oudemans und Koning (1) isoliert und beschrieben. Auch H. Fischer (4), Ramann, Remelé, Schellhorn und Krause (1), Faelli (1), Hall, Miller und Gimingham (1)

u. a. weisen auf den vielfach recht hohen Gehalt des Bodens an Schimmelpilzen hin. Einige neue Mucor-Arten wurden kürzlich von Hagem (1) aus dem Boden isoliert.

Für die im Boden stattfindenden bakteriellen Umsetzungen sind auch die Algen von Bedeutung, wie dies z. B. Stoklasa (2) gezeigt hat.

Wie namentlich L. Hiltner (3) und M. Wolff (1) betont haben, spielen die Protozoen eine große Rolle bei den im Boden verlaufenden Prozessen.

An der Säurebildung aus den dem Boden zugeführten Kohlenhydraten werden sich besonders Buttersäurebakterien (Amylobakter-Gruppe) beteiligen, wie dies aus den Feststellungen vieler Forscher, so Beijerincks (2), Grassbergers und Schattenfrohs (1), Heinzes (5), Kröbers (1), Effronts (2) u. a. hervorgeht. Nawiasky (2) weist den aeroben Bakterien für die Säurebildung aus den im Boden befindlichen Amidsubstanzen eine besondere Bedeutung zu.

Aus den Untersuchungen von Lipman, Brown und Owen (1) geht die außerordentlich starke Vermehrung der im Boden vorhandenen Bakterien bei Zusatz von Dextrose oder von Natriumzitrat hervor.

In Gewächshausböden bemerkten Lipman, Brown und Owen (1) nach einer anfänglich sehr starken Zunahme der Bakterienzahl eine rasche Verringerung nach kurzer Zeit, die sie mit der kräftigen Zersetzung der organischen Substanz in diesen Böden erklärten.

Auf die für das Pflanzenwachstum schädliche Bakterientätigkeit der Desulfurikatoren und Denitrifikatoren, Basen- und Säurebildner im Boden haben Emmerich, Graf Leiningen und Loew (1) hingewiesen.

Von großem Interesse sind die Beobachtungen von A. Koch und Conrad Hoffmann (1), denen zufolge sich thermophile Bakterien im Boden bei viel niedrigeren Temperaturen vermehren können, wie in künstlichen Nährsubstraten, wodurch auch ihr gewöhnliches Vorkommen im Boden, der ja die hohen Temperaturen von über 40 und 50° C. nicht aufweist, zu erklären wäre. A. Koch macht darauf aufmerksam, daß wohl auch für die meist hohe Temperaturen beanspruchenden pathogenen Bakterien das Gleiche gelten dürfte.

Pathogene Bakterien finden sich in den oberen Bodenschichten sehr häufig vor, so insbesondere die Erreger des Starrkrampfes und malignen Ödems. Bei Verunreinigung des Bodens mit den Abfällen und Abscheidungen kranker Tiere können auch Milzbrandbakterien, Rauschbrandbakterien usw. dem Boden einverleibt werden und sich unter Umständen auch weiter entwickeln. Man spricht daher auch von besonderen Bodenkrankheiten. Wie M. Klimmer[1]) angibt, erhalten

[1]) M. Klimmer, Veterinärhygiene, Berlin, 1908, S. 47.

sich die Tuberkelbazillen in Leichen und Tierkadavern mehrere Monate, das Tollwutvirus zwei bis drei Wochen, der Vibrio cholerae asiaticae einen Monat, Bacillus pestis sieben Tage, Bac. typhi drei Monate virulent.

Auf die Bedeutung der bisher noch wenig bekannten, überaus reichen, außerhalb der Pilzgruppe liegenden Bodenflora und der Bodenfauna für die Landwirtschaft hat Francé (1) hingewiesen.

Auch Laktobazillen kommen im Boden und Dünger häufig vor, wie dies kürzlich auch W. Stevenson (1) festgestellt hat.

Recht mannigfaltig ist nach Galeotti (1) die Bakterien- und Schimmelpilzflora der Schneedecke und des Gerölls auf den Felsen des Hochgebirges.

Die im Boden entstehende Kohlensäuremenge ist eine außerordentlich große, wie dies besonders aus den Versuchen von Peters (1), Schlösing (2), Schlösing jun. (1), Stoklasa und Ernest (1) u. a. hervorgeht. Auf die Bedeutung dieser Kohlensäure für die Pflanzenentwicklung machten Beijerinck (15) und Demoussy (1) nachdrücklich aufmerksam. Schlösing und Müntz (2) wiesen zuerst nach, daß die Bildung der Kohlensäure im Boden zum großen Teil auf die Tätigkeit von Mikroorganismen zurückzuführen sei, indem sie zeigten, daß die Kohlensäureentwicklung durch Behandlung der Erde mit Chloroform oder Erhitzen derselben auf 100° fast ganz unterdrückt werden könne. Die im Boden befindliche Kohlensäure verdankt ihre Entstehung auch zum Teile chemischen Umsetzungen. Ebenso scheiden auch die Pflanzenwurzeln bedeutende Kohlensäuremengen ab, wie dies Stoklasa und Ernest (1) zahlenmäßig festgestellt haben. Die Stärke der Kohlensäureentwicklung in der Erde gibt jedenfalls Rückschlüsse auf die Stärke der Umsetzungen, die im Boden stattfinden, und kann daher für die Beurteilung der Böden herangezogen werden. Für die Kohlensäurebildung im Boden kommen außer den Kohlenhydraten und Fetten auch Stickstoffverbindungen, wie Eiweißkörper, Amide und auch organische Säuren in Betracht. Die im Boden befindlichen organischen Säuren können durch eine große Zahl von Mikroorganismen der verschiedensten Art zersetzt werden.

Es ist bekannt, daß die Ertragsfähigkeit des Bodens mit der Abnahme der organischen Bestandteile desselben abnimmt, der „Humus" also für das Gedeihen der Kulturgewächse von größter Bedeutung ist, wie dies auch Dehérain (1) durch seine Düngungsversuche gezeigt hat. An der Bildung des Humus beteiligen sich nicht bloß die der Verwesung anheimfallenden Pflanzenteile, die Ernterückstände, der Dünger, sondern auch die Auswurfstoffe und Überreste der im Boden lebenden Tiere, wie Infusorien, Regenwürmer usw. Stoklasa (6) hat

besonders auf die Bedeutung der Pentosen und Pentosane für die Entstehung einer fruchtbaren Ackererde hingewiesen. Der Pentosangehalt des Bodens zeigt allerdings bedeutende Schwankungen. Schreiner und Lathrop (1) fanden z. B. bei ihren Untersuchungen im Boden einen Pentosangehalt von 0,055 bis 2,75 %.

In der landwirtschaftlichen Praxis hält man auch heute meist an der alten Einteilung der Humusstoffe in milden, fruchtbaren Humus, rohen, nicht entsprechend zersetzten, sauren und adstringierenden, mit höherem Gehalt an für das Pflanzenwachstum schädlichen freien Säuren, und in verkohlten Humus fest. Den Versuch einer Bodenklassifikation nach der inneren Eigentümlichkeit der Böden und der für sie charakteristischen Bodenbildungsprozesse hat P. Kossowitsch (2) kürzlich unternommen, wobei er die Böden in zwei Grundklassen einteilt: in die genetisch selbständigen und die genetisch abhängigen.

Die Bedeutung von Mikroorganismen für die Humusbildung geht aus dem Umstande hervor, daß sie durch Zusatz antiseptischer Stoffe wesentlich unterdrückt werden kann, wie dies schon von J. v. Liebig und von Henry[1]) hervorgehoben wurde. An der Humusbildung beteiligen sich, außer Bakterien, besonders Schimmelpilze, worauf namentlich P. E. Müller (1), B. Frank (5), Höveler (1) und Scherpe (1) hingewiesen haben. Wie van Iterson (1) gezeigt hat, vermögen sie auch braune bis tiefschwarze Farbstoffe zu erzeugen, die für die Färbung der Humusstoffe von Bedeutung sind. Auch Aktinomyceten beteiligen sich nach Beijerinck (13) recht lebhaft an der Humusbildung.

Die Entstehung des Erdgeruches führt man gleichfalls auf die Tätigkeit von Bakterien und Schimmelpilzen zurück, insbesondere kommen dafür Aktinomyceten in Frage. Bekannt ist der eigenartige Erdgeruch, den Kulturen von Streptothrix odorifera zeigen.

Von Bedeutung für den Humusabbau erscheint das Verhältnis zwischen dem im Boden vorhandenen Kohlenstoff und Stickstoff, indem ein größerer Stickstoffgehalt denselben gewöhnlich begünstigt. An der Weiterzersetzung des Humus beteiligen sich, wie dies aus den Befunden zahlreicher Forscher hervorgeht, neben verschiedenen Bakterien, vorwiegend auch Schimmelpilze, worauf insbesondere Sleskin und Nefedow (1) und Nikitinsky (2) aufmerksam machten. Aber auch Hefen werden wohl tätig sein, wenigstens zeigen sie nachNikitinsky eine gute Entwicklung in Humuslösungen, die sie auch entfärben.

[1]) Nach F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 557.

Wie Löhnis (9) hervorhebt, können die Humussubstanzen den Bodenorganismen nicht bloß als Stickstoffquelle, sondern auch als Kohlenstoffquelle dienen, wobei manche Bestandteile wohl auch als Reizstoffe wirken. Die Begünstigung der Stickstoffbindung durch Humusstoffe wurde schon früher erwähnt. Der förderliche Einfluß von Humussubstanzen (Ammoniumhumat) auf Mikroben, die das Zähewerden des Apfelweines verursachen, auf Milchsäurebakterien und auf Weinhefe konnte von E. Kayser (1) festgestellt werden.

Über den Einfluß der Bodenbearbeitung auf die Mikroflora des Bodens liegen bisher nur wenige Untersuchungen vor, deren Ergebnisse einander auch vielfach widersprechen. Es ist dies ein für die Praxis der Landwirtschaft sehr wichtiges Forschungsgebiet, das aber erst eines weiteren Ausbaues und einer entsprechenden Vertiefung bedarf. So besitzen wir nur spärliche Angaben über die Beeinflussung der Ammoniakbildung, der Salpeterbildung, der Stickstoffbindung, der Kalkstickstoffzersetzung und der Denitrifikation durch die Bodenbearbeitung. Die Lockerung des Bodens, die Lageänderung der Bodenteilchen, die Durchlüftung, der Wassergehalt des Bodens sind Faktoren, die sich für die Zusammensetzung und Wirkung der Mikroflora des Ackers von Bedeutung erweisen. Bei den äußerst komplizierten Verhältnissen, um die es sich hier handelt, ist es naheliegend, daß ein klarer Einblick in die sich darbietenden Probleme erst durch weitere umfassende wissenschaftlich-praktische Untersuchungen zu erhalten sein wird. Auch können die sich ergebenden Fragen nur mit genauer Berücksichtigung des Einzelfalles ihre Beantwortung finden. Einige wertvolle Angaben hierüber findet der Leser in Löhnis „Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie".

Die Mikroorganismen können auch auf den physikalischen Zustand des Bodens einwirken, und sind daher für die Gare des Bodens von Bedeutung. So wird das Wärmeleitungsvermögen des Bodens durch die Bakterientätigkeit beeinflußt, wie dies z. B. aus den Versuchen Stigells (1) mit Bac. subtilis, Bact. coli commune, Bac. mesentericus fuscus und Proteus vulgaris hervorgeht, der eine Verzögerung der Wärmeleitung durch Bakterien feststellen konnte.

Die Bedeutung der Mikroorganismen für die Ammoniakbildung im Boden geht besonders gut aus den Versuchen von Müntz und Coudon (1) hervor, denen zufolge auch bei einer $2^1/_2$jährigen Aufbewahrung von sterilisierter Erde keine Ammoniakzunahme festzustellen war, im Gegensatz zu nicht sterilisierter Erde, in der eine solche sehr rasch eintritt. Die Bestimmung der ammoniakbildenden Kraft eines bestimmten Bodens gibt Anhaltspunkte für die Beurteilung der Wirkung einer beabsichtigten Düngung mit stickstoffhaltigen organischen Sub-

stanzen. Eine entsprechende Untersuchungsmethode verdanken wir Remy (2), bei welcher der durch gebrannte Magnesia abspaltbare Stickstoff bestimmt wird. Zu diesem Zwecke impft man eine einprozentige Peptonlösung mit 10 Proz. Erde und hält die Probe durch 4 Tage bei 20° C. Löhnis (10) macht besonders auf die Abhängigkeit der erhaltenen Resultate von der Jahreszeit, der Erdtemperatur und der Bodenfeuchtigkeit aufmerksam.

Es sei auch auf das häufige Vorkommen von Harnstoff, Harnsäure und Hippursäure zersetzenden Mikroorganismen im Boden aufmerksam gemacht.

Nach Lipman und Brown (2) übt Dextrose einen ungünstigen Einfluß auf die Bildung von Ammoniak aus Proteinsubstanzen im Boden aus, während dies bei schwerer löslichen Kohlehydraten (Stärke, Papier) nicht der Fall ist. Bei gleichzeitigem Zusatz von Pepton und Dextrose wurde auch die Bakterienzahl im Boden bedeutend verringert. Die Giftwirkung von Natriumsalzen auf die Ammoniakbildung im Boden hat Ch. B. Lipman (2) hervorgehoben.

Die Bedeutung der Absorptionskraft des Bodens für die Ammonassimilation wurde von Blobel (1) und Löhnis und Blobel (1) betont.

Eine neue Methode zur Bestimmung der Fäulniskraft des Bodens haben kürzlich Remy und Rösing (2) angegeben.

F. Löhnis (11) nimmt den durch Bodenorganismen erzielten Stickstoffgewinn pro Hektar und Jahr mit 10—40 kg an. Der durch das Laub der Wälder ermöglichte Stickstoffgewinn beläuft sich nach E. Henry (2) auf 10 bis 20 kg. In wärmeren Gegenden sollen die Stickstofferträge wesentlich höher sein als in Mitteleuropa.

Das Bindungsvermögen verschiedener Böden für den elementaren Stickstoff zeigt große Abweichungen, wie dies aus den Befunden von C. Hoffmann und B. W. Hammer (1) hervorgeht, die Zahlen von 0,15 bis 14,47 mg pro 1 g verbrauchten Mannits fanden.

Die großen Hoffnungen, die an die Stickstoffbindung durch Mikroorganismen und ihre Steigerung durch entsprechende Impfung geknüpft wurden, haben sich wohl bis jetzt nicht erfüllt. Es darf aber nicht übersehen werden, daß gerade in dieser Beziehung noch manche Fragen der weiteren Aufklärung harren. Wie F. Löhnis[1]) sehr schön dargelegt hat, ist es gar nicht so leicht, zuversichtlich festzustellen, ob eine Stickstoffanreicherung im Boden tatsächlich stattgefunden hat, da man mit den weiten Fehlergrenzen solcher experimenteller Nachweise rechnen muß.

[1]) F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 674.

Einen wesentlichen Einfluß übt auch die Jahreszeit auf die Stickstoffbindung im Boden aus. Die Sommermonate erweisen sich für die Tätigkeit von Azotobacter ungünstig, ebenso strenge Winter. Gegen Eintrocknung zeigt sich übrigens Azotobacter recht wenig empfindlich. Wie ich feststellen konnte, kamen auf sterilisierte Watte eingetrocknete Azotobacterzellen nach einer Aufbewahrung von mehr als zwei Jahren, in einer Nährlösung von der Zusammensetzung 100 ccm Leitungswasser, 2 g Mannit, 0,5 g Traubenzucker, 0,02 g K_2HPO_4 und 0,01 g $MgSO_4$ zur kräftigen Entwicklung.

Wie A. Koch (2) dargelegt hat, läßt sich Azotobacter im Boden bis zu einer Tiefe von 80 cm nachweisen. Die oberen Bodenschichten sind nach Gerlach und Vogel (3) und Ashby (1) reicher an Azotobacter oder zeigen wenigstens eine kräftigere Stickstoffbindung.

Von Bedeutung für die Stickstoffassimilation im Boden erscheint nach den Versuchen von Ph. Schneider (1), A. Koch, Litzendorff, Krull und Alves (1), Remy (3) u. a. der Zusatz von Kohlenstoffverbindungen, z. B. Zucker. Recht günstig wirkt der natürliche Humus. Den fördernden Einfluß von Zucker (Dextrose, Rohrzucker) auf die Stickstoffbindung im Boden zeigten namentlich Koch, Litzendorff, Krull und Alves (1). Sie wies bis in Tiefen von 120 cm gleiche Stärke auf. Entsprechend der Gesamtstickstoffzunahme wurde auch die Nitrifikation erhöht. Eine Schädigung der angebauten Pflanzen durch die Zuckerbehandlung unterblieb, wenn der Zuckerzusatz vier Monate vor der Einsaat stattfand. Pro Gramm Zucker wurden bis 8—10 mg Stickstoff fixiert. Auch Heinze (1) fand eine Förderung der Stickstoffbindung durch Zusatz von Kohlenstoffverbindungen zum Boden.

Nach H. Fischer (2) liefern im Ackerboden hauptsächlich die zellulosehydrolysierenden Bakterien dem Azotobacter das erforderliche Nährmaterial. Für die Zersetzung der Zellulose im Boden sind außer den anaeroben Methanbazillen und Wasserstoffbazillen auch aerobe Organismen von Bedeutung, wie dies schon aus den früheren Darlegungen hervorgeht. Tatsächlich wird auch nach den Befunden A. Kochs (3) die Stickstoffbindung im Boden durch Zellulose wesentlich gefördert, wenn vorher durch Mistzusatz zelluloselösende Bakterien in größerer Menge zugeführt werden.

Über eine Herabdrückung der Stickstoffernte bei Bodenimpfungen mit Azotobacter Beijerinckii bei Zusatz von Zucker, Stärke, Papier berichtet hingegen J. G. Lipmann (3).

Nach Krainsky (2) wurden vom Azotobacter in einem Boden von ca. 3 % Feuchtigkeit auf eine Gewichtseinheit des aufgenommenen

Stickstoffs 9 Kohlenstoffeinheiten, bei feuchterem Boden mehr als 90 Kohlenstoffeinheiten verbrannt.

Auf die Seltenheit des Vorkommens von Azotobacter selbst in kultivierten Moorböden machte H. v. Feilitzen (1) aufmerksam.

R. Christensen (3) empfiehlt die Prüfung des Bodens auf das Vorhandensein geringer Mengen von Alkalikarbonat mit Hilfe von Azotobacter. Bei Anwesenheit von Alkalikarbonat findet eine Ausnützung des Gipses durch diese Bakterie statt.

Auch in der Erde treten Knöllchenbakterien häufig in größeren Mengen auf, wie dies aus den Feststellungen von J. Simon (1) und Ball (1) hervorgeht.

Auf den Umstand, daß viele Bodenbakterien sich im Boden vielfach ganz anders verhalten als in Nährlösungen, wurde in letzter Zeit wiederholt aufmerksam gemacht.

Erwähnt sei die Bedeutung einer gewissen Bodenbasizität für die Stickstoffausnützung durch Hülsenfrüchte, wie dies auch Lyttleton und Bizzell (1) kürzlich hervorgehoben haben.

Die Intensität der Salpeterbildung im Boden hängt von der Menge und der Art der zur Nitrifikation gelangenden Stickstoffverbindungen, von der Reaktion des Bodens, der Durchlüftung, der Feuchtigkeit, der Temperatur und der Jahreszeit ab. Wie Reitmair (1) gezeigt hat, kann durch Zusatz von Sand zu nährstoffreicher Erde die Intensität erhöht werden. Überhaupt wurde die Beobachtung gemacht, daß die Nitrifikation in entsprechend feuchtem Sandboden meist kräftiger vor sich geht als im Lehmboden.

Die große Bedeutung der Feuchtigkeit für die Nitrifikation im Boden geht aus den Versuchen Dehérains (2), Giustinianis (1) und Schlösings jun. (2) deutlich hervor. Wie A. Koch (3) gezeigt hat, ist es von der Feuchtigkeit des Bodens abhängig, ob der Salpeterstickstoff von den Bakterien im Boden festgelegt wird, oder ob eine Stickstoffentbindung eintritt und zwar gilt dies auch für das Verhalten ein und derselben Bakterienart. Ein Stickstoffverlust fand nicht statt, solange der Feuchtigkeitsgrad des Boden unter 25 % lag. Das Optimum der Bodenfeuchtigkeit für die Nitrifikation beträgt nach C. Coleman (1) ca. 16 %.

Wie C. Coleman (1) gezeigt hat, fördert ein Zusatz von Dextrose bis zu einer Menge von 0,5 % die Nitrifikation im Boden. Auf den schädlichen Einfluß bedeutender Zuckermengen für die Nitrifikation im Boden weist Engberding (1) hin. Den begünstigenden Einfluß verschiedener organischer Substanzen, besonders von Bodenauszügen und Humaten, aber auch von Pepton und Zucker auf den Nitrifikations-

vorgang in Mischkulturen nahmen A. Karpińsky u. Br. Niklewski (2) in ihren Versuchen wahr. Eine zufriedenstellende Wirkung von Kalisalzen auf die Nitrifikation im Boden bemerkte P. Renault (1). Über das Vorkommen und die Bildung der Salpetersäure im Wald- und Heideboden liegen Untersuchungen von Fr. Weis (1) vor.

Es ist bekannt, daß im gedüngten und im ungedüngten Boden unter Umständen auch größere Stickstoffverluste eintreten. Abgesehen von den Verlusten durch Versickerung und durch Ammoniakverdunstung, kommt jenen durch die Tätigkeit von Mikroorganismen veranlaßten, wobei der Stickstoff in elementarer Form entweicht, wohl die hauptsächlichste Bedeutung zu. Es kann sich da entweder um eine direkte Denitrifikation handeln, oder es tritt ein Freiwerden des Stickstoffs infolge Zerfalls organischer Verbindungen oder infolge Oxydation des Ammoniaks ein. Denitrifizierende Mikroorganismen sind in der Natur und speziell in der Erde sehr verbreitet; für das Zustandekommen einer kräftigen Denitrifikation sind aber Luftabschluß und die Anwesenheit größerer Mengen organischer Substanzen erforderlich. Wenn nun auch manche Forscher der Denitrifikation im Boden eine sehr große Bedeutung beilegen, kann man gewiß den schönen Ausführungen Löhnis'[1]) beipflichten, daß die Denitrifikation im Boden wohl nur in Ausnahmsfällen einen bemerkenswerten Umfang erreichen kann, für gewöhnlich aber stark überschätzt wird. So kommt es bei einer größeren Anhäufung von Nitrit im Boden nach P. Ehrenberg (1) leicht zu Stickstoffverlusten, während ein solcher bei einer normalen Nitrifikation in gutem Ackerboden gewöhnlich nicht eintritt.

Während die Nitrifikationsbakterien nach S. v. Bazarewski (2) meist nur in den obersten Bodenschichten bis 10 cm Tiefe vorkommen, und nur in geringen Mengen bis zu 50 cm Tiefe anzutreffen sind, findet man die denitrifizierenden Bakterien auch in Tiefen über 1 m reichlich vor.

Auf den gleichzeitigen Verlauf von Nitrifikation und Denitrifikation im Boden macht C. Coleman (1) aufmerksam.

Um festzustellen, inwieweit ein Nährstoff in einem zu prüfenden Boden in entsprechender Menge vorhanden wäre, empfiehlt Butkewitsch (2) in Nährlösungen die betreffende Erdprobe statt des einen oder des anderen Nährstoffes einzubringen und darin Schimmelpilze, z. B. Aspergillus niger zu züchten, aus deren Entwicklung wertvolle Rückschlüsse gezogen werden können.

[1]) F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakt. 1910, S. 636 bis 641. Dort findet der Leser auch zahlreiche Literaturnachweise.

Die Brache, die in manchen Fällen für das Garwerden des Bodens große Bedeutung erlangen kann, indem der Acker die erforderliche Feuchtigkeit erhält, die Bodenkolloide, wie dies P. Ehrenberg (2) besonders betont hat, vorteilhafte Änderungen erleiden, der Rohhumus in Mull umgewandelt wird, wirkt selbstverständlich auch auf die Mikroorganismen ein, die ja an fast allen für die Erhaltung der Gare notwendigen Prozessen hervorragenden Anteil nehmen. Die bisherigen Untersuchungen über die Veränderungen, die der Mikroorganismenbestand des Ackers durch die Gare erfährt, so die Befunde von Caron (1) über die Zunahme der auf Nährgelatine wachsenden Keime, die vielfach gegenteiligen Feststellungen von Hiltner und Störmer (1), die das Vorhandensein besonderer, noch unbekannter Bracheerreger annahmen, die Untersuchungen von Krüger und Heinze (1), die auf den zeitlich verschiedenen Einfluß der Brache auf den Keimgehalt des Bodens hinwiesen, die Beobachtungen Engberdings (1) über den Einfluß der organischen Substanz und des Feuchtigkeitsgehaltes des Brachlandes auf die Zahl der Mikroorganismen des Bodens, können nur als bescheidene Anfänge angesehen werden, diese sehr schwer zu bearbeitenden Probleme der Bodenbakteriologie einer Lösung zuzuführen, die nur durch eine entsprechende Methodik und sehr umfassende Untersuchungen unter genauer Berücksichtigung aller Faktoren, die diese Fragen so komplizieren, erhalten werden kann.

Auch die Salpeterbildung erfährt eine Begünstigung durch die Brache, wie dies z. B. aus den Untersuchungen von Wollny (1), von Troubetzkoy und Bytchikine (1), Krüger und Heinze (1) hervorgeht, und ebenso vielfach auch die Stickstoffassimilation, worauf namentlich Heinze (6) und Ashby (2) hinweisen, wobei, wie Löhnis (12) hervorhebt, insbesondere die günstigen physikalisch-chemischen Verhältnisse des Brachlandes in Betracht kommen. Sasanow (1) macht auf die Bedeutung der Bodenbearbeitung für die Nitratbildung in Tschernosemböden aufmerksam. Eine bedeutende Vermehrung der Keimzahl im Bracheboden bei entsprechender Bearbeitung geht recht deutlich aus den Versuchen von Heinze (1) hervor. Diesem Forscher (1) zufolge wird durch die Brache besonders das Wachstum der Pektinvergärer, Zellulosevergärer, Ammoniak- und Salpeterbildner und des Azotobacters gefördert.

Eine auffallende Stickstoffbindung des mit Senf bestanden gewesenen Bodens im Vergleich zu gebrachtem Boden konnte von Lemmermann, Blanck und Staub (1) nicht festgestellt werden.

Die Vorteile der Brache liegen darin, daß der Boden eine größere Lockerheit erlangt und die erwünschte Krümelstruktur erhält. Die Boden-

feuchtigkeit wird durch die Brachehaltung günstig beeinflußt. Infolge des leichteren Zutritts von Luft und Wasser nimmt auch die Verwitterung einen rascheren Verlauf, wobei insbesondere das Kalium und Kalzium in eine lösliche Form überführt werden. Die im Boden befindlichen organischen Stoffe erleiden eine kräftigere Zersetzung. Der Eintritt der Bodengare wird beschleunigt. Allerdings muß auch für einen Ersatz des insbesondere durch Sickerwässer veranlaßten Verlustes aufgeschlossener Nährstoffe durch entsprechende Düngung gesorgt werden.

Dritter Abschnitt.

Mykologie des Düngers.

Wie aus den Untersuchungen von Wüthrich und E. v. Freudenreich (1), von Backhaus und Cronheim (1), Hohl (2), Koning (1), Stoklasa (7) und Th. Gruber (1) hervorgeht, ist der Keimgehalt des Rinderkotes ein sehr großer und beträgt viele Millionen pro Gramm. Ja wie Löhnis (13) mit Recht hervorhebt, müssen die von den genannten Forschern erhaltenen Zahlen mit Rücksicht auf den hohen Keimgehalt, den der Darminhalt der Rinder und die Kottrockensubstanz aufweist, als viel zu niedrig angesehen werden; der Keimgehalt des Kotes dürfte viele Milliarden pro Gramm betragen. Der Keimgehalt des frischen Harnes ist wohl ein geringer, findet aber sehr bald eine starke Vermehrung, jener von Stroh und Heu nach den Feststellungen von Backhaus und Cronheim (1), Th. Gruber (1), Wüthrich und Freudenreich (1), Esten und Mason (1) und Düggeli (3) wieder ein recht hoher, in die Millionen gehender. Es ist also naheliegend, daß auch der Keimgehalt des Stalldüngers, der sich aus jenem des Kotes, des Harnes und der Einstreu zusammensetzt, ein recht bedeutender sein muß. So hat Hohl (2) einen solchen von 44,5 Millionen pro Gramm, Stoklasa (7) von 40 bis 70 Millionen gefunden, Zahlen, die auch noch als zu niedrig bezeichnet werden müssen.

Auch die qualitative Zusammensetzung der Mikroflora des Düngers erweist sich naturgemäß als sehr mannigfaltig. Wie Sewerin (3) nachgewiesen hat, herrschen im frischen Mist hauptsächlich Bazillen vor, während in älterem Mist auch Staphylokokken und Streptokokken in größerer Zahl auftreten, aber auch an Fluoreszenten erscheint kein Mangel, wie dies insbesondere Löhnis und Kuntze (1) feststellen konnten. Die beiden Forscher weisen auf das häufige Vorkommen von Proteus-Arten im Dünger hin. Zahlreiche sporenbildende Bakterien, insbesondere der Subtilis- und Mesentericus-Gruppe wurden darin von Neide (1) und von Sewerin gefunden. Auch thermophile Bakterien wurden vielfach aus Dünger isoliert, so von Burrill (1),

Dupont (2) u. a. Anaerobe Bakterien wurden insbesondere von Sewerin (3) im Pferdemist gefunden. Auf das Vorkommen von Vibrio-Arten und Spirillen in der Dünger-Jauche weist Kutscher (1) hin. Auch Sarcina-Arten wurden in Mist und Jauche angetroffen, so von Sames (1), F. Schönfeld (1) u. a. Bedeutung kommt auch den im Dünger befindlichen Strahlenpilzen (Aktinomyceten) zu. Solche wurden daraus z. B. von Sewerin (4) und von Tsiklinsky (1) isoliert.

J. Choutkévitsch (1) stellte das Auftreten von Laktobazillen im Pferdeharn fest. Heinemann und Hefferan (1) und W. Stevenson (1) fanden sie in den Exkrementen des Rindes.

Auf das Vorkommen von Monilia- und Torula-Arten im Dünger weist Bräutigam (1), auf jenes von Oidium lactis in Tierexkrementen Haberlandt (1) hin.

Nach E. Chr. Hansen (1) zeigen Saccharomyceten in Mistextrakt gute Entwicklung. Bei Einbringen von Kot- oder Düngerproben in sterilisierte Bierwürze, in sterilisiertes Bier, in Bierwürzegelatine und Bierwürzeagar, konnte von mir stets das Auftreten von Hefen und von Oidium wahrgenommen werden. Ebenso erhält man bei Herstellung von Plattenkulturen unter Verwendung von mit Kot oder Dünger beimpfter Bierwürzegelatine (Bierwürzeagar) stets zahlreiche Sproßpilzkolonien.

Fig. 46. Actinomyces-Kolben mit sporenhaltigen Fäden. Nach Lehmann und Neumann.

Häufig ist das Auftreten von Pilobolus crystallinus (Fig. 46), von Mucor- und Rhizopus-Arten im Tierkot und im Dünger. Nähere Angaben über Prüfung dei des Düngers auf seinen Organismengehalt und die hierfür in Anwendung stehenden Methoden findet der Leser bei Löhnis (14).

Der Dünger erhält erst durch die beim Lagern stattfindenden Umsetzungen, durch die Rotte oder Gärung, die für seine Verwendung erforderlichen Eigenschaften. Auf die Notwendigkeit einer mehrwöchentlichen Rotte des Düngers hat besonders Thaer (1) aufmerksam gemacht. Eine Anschauung, der sich auch v. Hazzi (1) und viele andere Forscher anschlossen.

Dehérain (3) unterschied zwei Gärungsprozesse im Dünger, einen in den oberen Schichten stattfindenden mit einer Temperatursteigerung auf 65—70° und Kohlensäure-Entwicklung verbundenen aeroben, und einen in den tieferen Schichten bei ca. 30—35° verlaufenden anaeroben, bei dem insbesondere Methan frei wird. Er

wies auch schon auf die Bildung organischer Substanzen aus dem durch Zersetzung des Harnstoffes entstehenden Ammoniak hin.

Die Tätigkeit von Mikrorganismen bei der Rotte des Düngers hat schon Kette (1) als wichtig erkannt. Striktere Beweise hierfür haben erst die Forschungen von Dehérain (4), Schlösing (3) und Sewerin (5) ergeben, die auf das verschiedene Verhalten sterilisierten und nicht sterilen Düngers hinwiesen.

Bei der Düngerrotte finden neben dem Abbau von Kohlenstoffverbindungen hauptsächlich Umsetzungen von Stickstoffverbindungen statt.

Der Trockensubstanzverlust des Düngers ist ein sehr bedeutender. Wohl kann er in besonders günstigen Fällen wie P. Ehrenberg (1) und E. Reichenbach (1) angeben, unter 9 % sinken, in manchen Fällen aber, wie aus den Mitteilungen von Rosenberg-Lipinsky (1) hervorgeht, auch 50—75 % erreichen. Dieser Verlust an Trockensubstanz erfolgt, wie dies insbesondere die Arbeiten von A. Mayer (1) und Rogóysky (1) dargetan haben, hauptsächlich auf Kosten der stickstofffreien Substanzen, wobei namentlich der Pentosangehalt und der Zellulosegehalt abnehmen, den Stoklasa (7) in Stallmisttrockensubstanz mit 20—30 % bezw. 30—40 % befand. Auf die weitgehende Pentosanabnahme unter anaeroben Verhältnissen machten besonders Sjollema und de Ruyter de Wild (1) aufmerksam.

Fig. 47. Pilobolus crystallinus, 30fach vergr. Nach Brefeld. Aus R. v. Wettstein „Handbuch der systematischen Botanik".

Wie Sewerin (4 u. 5) durch Versuche gezeigt hat, spielen sich bei Beimpfung von sterilem Dünger die wesentlichsten Umsetzungen schon innerhalb der ersten zwei Monate ab.

An der Zellulosegärung des Düngers beteiligen sich wohl hauptsächlich anaerobe Bakterien, wie Bacillus fermentationis cellulosae, Bac. methanigenes, obschon die Fähigkeit zur Vergärung der Zellulose auch aeroben Bakterien, Schimmelpilzen, denitrifizierenden Bakterien u. a. zukommt, wie dies von van Iterson (1) hervorgehoben wurde.

Von Bedeutung ist ferner die Pektinzersetzung, an der sich auch verschiedene hierzu befähigte Organismen beteiligen.

An der Zersetzung der Kohlenhydrate, besonders der Stärke, nehmen neben Bakterien der Subtilis- und Mesentericus-Gruppe auch Bacillus mycoides, Fluoreszenten, Buttersäurebakterien, Aktinomyceten und Schimmelpilze teil. Ebenso erscheinen auch zur Zersetzung der Fette und des aus ihnen abgespaltenen Glyzerins zahlreiche Mikroorganismen befähigt.

Die Dunkelfärbung des Düngers ist auf verschiedene Prozesse zurückzuführen. Von Bedeutung für die Erklärung dieses Vorgangs erscheint insbesondere die Feststellung von Sewerin (6), daß Reinzuchten von harnzersetzenden Bakterien durch Abspaltung von Ammoniak Stroh braun bis schwarz färbten, und die von Popoff (1) herangezogene Zersetzung der Zellulose unter Methan- und Kohlensäureentwicklung und Kohlenstoffabscheidung. Vom Verfasser (4) wurde auch eine Abscheidung braungefärbter Stoffe durch zwei aus Pferdekot und aus Rinderkot isolierte denitrifizierende Bakterien beobachtet. Auch zu einer teilweisen Vertorfung kann es nach Braconnot (1) und J. Böhm (1) kommen. Ebenso erscheint das Vorkommen von Melaninen für die Dunkelfärbung des Düngers von Bedeutung.

Für den Geruch des Düngers kommen Mikroorganismen ebenfalls in Betracht, so insbesondere Vertreter der Coli- und Aerogenesgruppe, die nach Th. Gruber (2), Weigmann und Gruber (1) u. a. in Milch einen charakteristischen Stallgeruch erzeugen können. Bacterium pyocyaneum, das nach Sewerin (4) einen kräftigen Düngergeruch hervorzubringen vermag, und viele andere Organismen, die sich durch Bildung verschiedener stark riechender flüchtiger Stoffe daran direkt oder indirekt beteiligen. Besondere Aromabildner wurden von Glage (1) aus Rinderkot und von Maaßen (3) aus Fäces isoliert.

Über die aus lagerndem Dünger und Stallmist entweichenden Gase wie Kohlensäure, Methan, Wasserstoff, flüchtige Stickstoffverbindungen und elementarer Stickstoff, Schwefelwasserstoff und Kohlenoxyd, liegen wohl Angaben in der Literatur vor, so von Dehérain (4), Schlösing (1), Sewerin (4, 5, 6, 7) Dehérain und Dupont (2), Gayon (1) u. a., die auch die quantitativen Verhältnisse berücksichtigen, doch beziehen sie sich fast ausschließlich nur auf ein bestimmtes Gas, ohne entsprechende Berücksichtigung der qualitativen und quantitativen Zusammensetzung der entstehenden Gasgemenge.

Die Ammoniakbildung im Dünger kann, je nach der Zusammensetzung desselben, sehr verschiedene Größen erreichen, meist ist sie nur gering, wie dies besonders aus den Angaben von Holdefleiss (1)

hervorgeht. Sie wird nach Schlösing (1), Sjollema und Ruyter de Wild (1), P. Ehrenberg und Reichenbach (1) u. a. durch Luftabschluß wesentlich gefördert. Über den Einfluß eines Gehaltes an Harn auf die Ammoniakbildung im Pferdemist liegen Angaben von Sewerin (6), im Dünger von Vorhees und Lipman (1) vor.

Wie sehr Luftabschluß die Ammoniakbildung in den festen Exkrementen begünstigt, geht am besten aus den Versuchen Dietzells (1) hervor. Aus einem Gemisch von Kot und Stroh entstanden aus dem vorhandenen Stickstoff bei Luftzutritt nur 3 %, bei Luftabschluß hingegen 20 % Ammoniak. Zu ähnlichen Schlüssen gelangte schon früher Jentys (1), während Dehérain und Dupont (1) die Ansicht vertreten, daß gerade Luftzutritt eine kräftige Zersetzung der Stickstoffverbindungen in den festen Exkrementen fördert.

Ausführliche Angaben über die Intensität der Harnstoffzersetzung in natürlichem und in konserviertem Dünger verdanken wir Löhnis und Kuntze (1).

Während die Ammoniakbildung aus den Stickstoffverbindungen des Harnes durch Luftzutritt gefördert wird, muß angenommen werden, daß dies für die Zersetzung der Stickstoffverbindungen der festen Exkremente nicht gilt.

Sewerin (4 u. 6) betont, daß aerobe Bakterien sich in seinen Versuchen als unfähig erwiesen, in Gemischen von Kot, Stroh und Wasser Ammoniak zu bilden, wohl aber bewirkten sie eine kräftige Zersetzung der Kohlenstoffverbindungen. Man wird daher wohl den anaeroben Bakterien eine Bedeutung für den Abbau der Stickstoffverbindungen des Kotes und besonders für die Geruchsbildung im Dünger zuschreiben müssen, wie dies Löhnis (15) besonders hervorhebt.

Bei der Impfung von Hippursäurelösungen durch Bodenproben, die verschiedenen Tiefen entnommen waren, konnte Yoshimura (1) beobachten, daß mit Hilfe der Proben aus den höheren Schichten eine raschere und kräftigere Ammoniakbildung erzielt werden konnte.

Löhnis (16) macht auf die Bedeutung der Schimmelpilze für die Ammoniakbildung bei der Zersetzung des Gründüngers aufmerksam. Auch die im Dünger vorhandenen Nukleinverbindungen können, wie dies aus den Forschungen Schittenhelms (1) und Iwanoffs und Plenges (1) zu entnehmen ist, einen allerdings nur sehr langsam vor sich gehenden Abbau erfahren.

Die Beobachtung von Joulie (1), daß im Dünger ein Teil der Ammoniakverbindungen in organische Verbindungen überführt wird, wurde von vielen Forschern bestätigt, so von Hébert (1), Märcker, Steffek und Schumann (1), Märcker und Schultze (1), Märcker und Schneidewind (1), Rogóyski (1), Würz (1) u. a. Eine solche

Ammonassimilation wurde von Heiden (1) und von v. Krause (1) auch in mit Phosphorschwefelsäure, bezw. Superphosphatgips konservierter Jauche festgestellt. Auf die Beteiligung von Mikroorganismen an der Festlegung des Ammonstickstoffs im Dünger wies zuerst Dehérain (3) hin.

Das Vorkommen von Salpeter in lagerndem Dünger wurde von vielen Untersuchern festgestellt, so von Joulie (1), Märcker (1), Holdefleiß (1), Immendorf (2), Schneidewind (1) u. a., obschon unter den normalen Aufbewahrungsverhältnissen des Düngers eine kräftige Salpeterbildung kaum erwartet werden kann. Die Salpeterbildung findet nur an der Oberfläche des lagernden Düngers statt. Ihr wirkt wohl namentlich der von Winogradsky und Omelianski (1) besonders hervorgehobene schädliche Einfluß, den organische Substanzen auf die Entwicklung der Salpeterbakterien ausüben, entgegen. Jedenfalls konnte Hohl (2) sowohl in Gülle, als auch in Stallmist Nitrit- und Nitratbildner nachweisen. Die Nitritbakterien fehlen nach Niklewski (3) im Kot und Harn und auch im Stroh sind sie nur in geringer Menge vorhanden, dagegen sind sie in ansehnlicher Zahl im lagernden Stalldünger anzutreffen.

Der lagernde Dünger erfährt durch die Tätigkeit von Mikroorganismen recht bedeutende Stickstoffverluste, die gewöhnlich 20 bis 30 % manchmal sogar 50 bis 60 % betragen können. Diese Stickstoffentbindung erfolgt, wie Löhnis (17) hervorhebt, entweder durch direkte Wirkung der Mikroorganismen aus Ammoniak, Salpeter und organischen Stickstoffverbindungen oder indirekt durch Bildung von Ammoniak, das leicht entweichen kann und durch Bildung von Stickstoffverbindungen, die durch ihr Aufeinanderwirken Anlaß zum Freiwerden von Stickstoff geben.

Wie aus Dehérains (3) Untersuchungen hervorgeht, wird der Stickstoffverlust der im Dünger auch unter Luftabschluß stattfindet, besonders durch kräftige Lüftung gefördert. Ob nun der Stickstoffverlust hauptsächlich auf das Entweichen von Ammoniak oder von elementarem Stickstoff zurückzuführen ist, wird wesentlich von der Art der Aufbewahrung, des Lagerns des Mistes abhängen, wohl auch von chemischen und mykologischen Verhältnissen. Dies mag gewiß der Grund sein, daß verschiedene Forscher bei ihren Beobachtungen zu recht gegensätzlichen Schlüssen kamen[1]). Von Bedeutung erscheint hierfür insbesondere auch der Umstand, nach welcher Zeit ausgemistet wird; bei längerem Liegenlassen des Düngers steigt der Stickstoffverlust

[1]) Genaue Literaturangaben findet der Leser in F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 476 u. 477.

ganz bedeutend. Es hat sich insbesondere gezeigt, daß das Vorhandensein von freier Kohlensäure, die eine Zersetzung des Ammoniumkarbonats verhindert, die Verflüchtigung des Ammoniaks einschränkt.

Denitrifizierende Mikroorganismen kommen recht häufig vor, so in der Erde, im Wasser, in der Luft und in vielen anderen Materialien. Das Vorhandensein von Salpeterstickstoff zersetzenden Mikroorganismen auf Stroh wiesen Bréal (1) u. a., im Tierkot insbesondere Dehérain (5), Hj. Jensen (1) u. a., im Stallmist Ampola und Garino (1), P. Wagner (1), Künnemann (1), Höflich (2) u. a. nach. Eingehende Untersuchungen über die Fundorte denitrifizierender Bakterien verdanken wir besonders J. Hohl (2).

P. Ehrenberg und Reichenbach (1) fanden bei fester Lagerung des Stallmistes innerhalb eines Zeitraumes von zwei Monaten fast gar keinen Verlust von Ammoniak, wohl aber einen solchen von ca. 10 % an elementarem Stickstoff vor. Sie weisen auf die Bedeutung der biologischen Oxydation von Ammoniak zu freiem Stickstoff für diesen Stickstoffverlust hin.

Die Denitrifikation nimmt in länger lagerndem Dünger an Stärke ab. J. Hohl (2) konnte aber denitrifizierende Bakterien auch aus zwei Jahre altem Mist abscheiden, Löhnis und Kuntze (1) fanden sie sogar in 14 Jahre altem Dünger vor. In diesem 14 Jahre lang aufbewahrten Dünger bemerkten Löhnis und Kuntze (1) neben vielen anderen Mikroorganismen auch eine braune Varietät von Bact. fluorescens. Bei dieser Gelegenheit sei auch auf die Untersuchungen Hilgermanns (1) über die Lebensdauer pathogener Bakterien im Kehricht und im Müll hingewiesen.

Wie Löhnis (18) unter kritischer Würdigung der einschlägigen Literatur hervorhebt, ist der durch die Denitrifikation im lagernden Dünger entstehende Stickstoffverlust nicht allzuhoch zu veranschlagen.

Was die Konservierung des Düngers und die künstliche Beeinflussung der Düngerrotte anbelangt, ist man bei dem geringen Einblick, den man auch gegenwärtig in die im Dünger vor sich gehenden chemischen und mykologischen Prozesse hat, fast ausschließlich nur auf die Erfahrung der Praxis angewiesen. Die in Anwendung gebrachten chemischen Konservierungsmethoden, wie Zusatz von Gips, Ätzkalk, gebranntem Kalk, kohlensaurem Kalk, Chlorkalzium, phosphorsaurem Kalk, Kainit, Superphosphatgips, Eisensalze, Schwefelsäure usw. hatten meist keinen nennenswerten Erfolg; die Versuchsresultate der verschiedenen Forscher stehen übrigens vielfach im schärfsten Widerspruch zueinander. Als man die große Bedeutung der Mikroorganismen für die im Dünger sich abspielenden Zersetzungen und Umsetzungen erkannt hatte, wurden Vorschläge laut, entsprechende Bakterien dem Dünger zuzuführen, so

empfahl Hiltner (4) den Zusatz von ammonassimilierenden Bakterien, Barthel (1) von Milchsäurebakterien, die nach K. Wolf (1) die denitrifizierenden Bakterien ungünstig beeinflussen. In diesen Fällen handelt es sich um sehr einseitige Maßnahmen, die wohl nur in Ausnahmsfällen zum erwünschten Ziele führen können, weil ja so viele noch unbekannte und unkontrollierbare Faktoren mitspielen. Maßnahmen, welche die natürlichen Verhältnisse unterstützen, verdienen entschieden den Vorzug. Ein solches Verfahren ist das von Dehérain (6) empfohlene, einen Teil des gut gerotteten Düngers beim Ausfahren desselben zurückzulassen, und ihn auf den Boden der Düngerstätte auszubreiten, um so in dem neu eingeführten Dünger gleich anfangs die entsprechenden mykologischen Umsetzungen zu erzielen. Es handelt sich hier sozusagen um eine künstliche Impfung mit Mischzuchten wirksamer Organismen in dem der Praxis günstigen Verhältnisse. Tatsächlich hat sich auch dieses Verfahren, wie Schneidewinds (2) Forschungen zeigen, gut bewährt.

Bevor weitere eingehende chemische und mykologische Untersuchungen die Vorgänge bei der Rotte des Düngers klargelegt haben, erscheinen jene Maßnahmen zur Konservierung des Düngers am verläßlichsten, die in der Praxis der Landwirtschaft als hierzu geeignet befunden wurden und zwar: Die getrennte Aufbewahrung der Jauche in undurchlässigen Gruben. Das Halten der festen Exkremente in entsprechend feuchtem Zustand bei Luftabschluß, wobei sich auch das Bedecken mit Erde oder Torf als vorteilhaft erwies. Aus dem Flachstall soll man den Dünger möglichst häufig, wenigstens täglich entfernen. Müssen aber aus wirtschaftlichen Gründen die festen und flüssigen Bestandteile vereint aufbewahrt bleiben, so soll ein Zusatz einer entsprechenden Menge Streu, z. B. Torfstreu stattfinden. Ein solcher Zusatz von Torfstreu eignet sich für die Stallmistkonservierung nach Immendorf (3) ganz besonders gut. Auch H. v. Feilitzen (2) erhielt den kleinsten Stickstoffverlust im Stalle bei Verwendung von Torfstreu, einen größeren bei Zusatz von Sägespänen, den größten bei Strohzusatz. Der Strohdünger zeigte auch im Gegensatz zum Torfstreudünger beim Lagern eine starke Selbsterwärmung, einen bedeutenden Gewichts- und Stickstoffverlust.

Die Wärmeentwicklung im rottenden Dünger hängt, wie dies aus den Befunden Gayons (1) deutlich hervorgeht, vom Luftzutritt ab und kann bei guter Lüftung auf 72 bis 74 ° C steigen. Im ausgegorenen Dünger fand Dehérain (4) Temperaturen von 28 bis 35 °. Zahlreiche Angaben über die im Dünger auftretenden Temperaturen verdanken wir Holdefleiß (1). Bei entsprechender Düngerpflege übersteigt die Temperatur selten 50 °. Nach den Befunden von Schlösing (4) können

sich im Dünger Mikroorganismen bis zu einer Temperatur von 72,5° C betätigen.

Was die Zersetzung der Handelsdünger tierischer Herkunft anbelangt, so findet insbesondere aus dem Guano leicht Ammoniakabspaltung statt. An der Zersetzung des Fleischmehles beteiligen sich der Hauptsache nach, ähnlich wie bei der Fleischfäulnis, anaerobe Bakterien. Für die Weiterverarbeitung des Blutmehles und Hornmehles kommen nach Parr (1) und Löhnis und Parr (1) besonders Bacterium putidum, Bakterium punctatum und Bacterium fulvum in Betracht. Eingehende Untersuchungen über das Verhalten von Reinzuchten verschiedener Bakterien zu dem verhältnismäßig schwerer zersetzlichen Knochenmehl wurden von Stoklasa (8), von Löhnis (19), der besonders die günstige Wirkung einer verstärkten Lüftung auf die Ammoniakbildung aus diesem Material betonte, und von Parr (1) ausgeführt. Als sehr kräftige Zersetzer erwiesen sich Bac. mycoides, Bac. subtilis und Bac. Megatherium. Es sei bei dieser Gelegenheit nebenbei bemerkt, daß der Verfasser (5) durch Züchtung des Bacillus Megatherium und zwar der kleiner gewordenen Kulturform (Forma depauperata) auf sterilisierten Gurkenstreifen, auffallend große und dicke Stäbchen erhielt, die den von de Bary angegebenen Dimensionen entsprachen. Für die Zersetzung des Hornmehles kommen nach den Befunden von Ward (1) wohl auch Schimmelpilze in Betracht. Über die Umsetzung des Ledermehles liegen kürzlich ausgeführte Untersuchungen von Scherpe (1) vor. Eingehende Untersuchungen über die Zersetzung und Wirkung organischer Stickstoffdünger wurden auch von E. Bönisch (1) ausgeführt.

Vierter Abschnitt.

Einfluß der Düngung auf die Mikroflora des Bodens.

Es ist klar, daß durch die Einbringung des organischen Düngers in den Ackerboden nicht bloß die physikalischen und chemischen Eigenschaften des Bodens, sondern auch die Bodenorganismen in qualitativer und quantitativer Beziehung eine wesentliche Änderung erfahren. Ganz abgesehen von der Einführung einer sehr großen Menge neuer Keime, finden auch die schon im Boden befindlichen Mikroorganismen nach voraufgegangener Düngung durchaus geänderte Ernährungsverhältnisse vor, die zu einer entsprechenden Auslese führen. Die biologischen Verhältnisse des Bodens werden besonders durch die Düngung mit Stallmist, Kompost oder Gründünger wesentlich verändert. Auf die Erhöhung der Keimzahl des Bodens durch die Düngung weisen z. B. Caron (2), Remy (2), Fabricius und v. Feilitzen (1), Engberding (1), H. Fischer (4) hin.

Nach Wohltmann, Fischer und Schneider (1), R. Moll (1), Frankfurt und Duschechkin (1) und B. Welbel (1) befördert die Stallmistdüngung die Nitrifikation. Gleiches fanden Wohltmann, F. Fischer und Schneider (1) und R. Moll (1) für die Stickstoffbindung, die Ammonassimilation und die Peptonzersetzung, welche letztere auch nach J. G. Lipman (4) eine wesentliche Erhöhung erfährt.

Für die günstige Wirkung des Düngers ist, wie dies kürzlich Ferguson und Fred (1) ebenfalls gezeigt haben, erforderlich, daß er gut gerottet, reif sei.

v. Feilitzen (3) und Hiltner und Lang (1) berichten über gute Erfolge mit dem „Schwarzdünger", einem Humuskieselsäurepräparat. Die von Hiltner und Lang (2) neuerdings gefundene günstige Düngerwirkung der Humuskieselsäure konnte aber von A. Stutzer (3) nicht bestätigt werden.

Daß tatsächlich der vorteilhafte Einfluß des Stalldüngers zum Teil seinem Bakteriengehalt zuzuschreiben ist, erscheint insbesondere auch aus den von Stoklasa (9) durchgeführten Düngungsversuchen mit frischen und sterilisierten tierischen Exkrementen (Kuhkot) ersichtlich.

Auf die Nachwirkung des in dem Bakterienkörper niedergelegten Luftstickstoffs auf die Ernten der folgenden Jahre hat A. Koch (4) hingewiesen.

Die Ergebnisse der von verschieden Forschern ausgeführten Untersuchungen über den Einfluß einer reichlichen Stickstoffdüngung auf die Stickstoffbindung im Boden, insbesondere der Nitratdüngung, sind sehr widersprechend: jedenfalls handelt es sich da um recht verschiedene Faktoren, die mit zu berücksichtigen wären.

Auch die Gründüngung vermag, insbesondere wenn sie richtig angewendet wird, wozu die flache Unterbringung und ihre Anwendung zu Beginn des Frühjahrs oder, wie dies z. B. Baessler (1) befürwortet. im Spätherbst gehören, neben anderen günstigen Wirkungen die Nitrifikation zu fördern, worauf Müntz (2) und Welbel (1) hingewiesen haben. Die Erhöhung des Keimgehalts des Bodens durch die Gründüngung wurde von Engberding (1) betont. Seelhorst (1) stellte fest, daß nach Frühjahrsunterbringung der Gründüngung auf einem Sandboden mehr Stickstoff im Boden vorhanden war als nach der Herbstgründüngung. Angaben über die zur Gründüngung (Untersaat im Getreide, Zwischenfruchtbau, Stoppelfrucht) zu verwendenden Leguminosen macht C. Hoffmann (2). Die Ausnützung des Gründüngerstickstoffs kann unter Umständen eine sehr gute sein und auch 70 bis 80 % betragen, während jene des Stalldüngerstickstoffs selten 50 % erreicht. Genaue zahlenmäßige Angaben hierüber, unter Hinweis auf die einschlägige Literatur findet der Leser bei Löhnis[1]). Wie Lemmermann und Tazenko (1) gezeigt haben, wird durch einen größeren Gehalt der Gründüngungspflanzen an Rohfaser (wahrscheinlich an Lignin) die Löslichkeit des Gründüngungstickstoffs herabgedrückt. In gleicher Weise wirkt ein Zusatz von Stroh. Auf die Erntemenge von Senf hatten die Gründüngungspflanzen mit dem größten Rohfasergehalt die beste Wirkung. Ehrenberg (3) fand keinen wesentlichen Unterschied zwischen der Wirkung der Gründüngung und der Schwarzbrache, die beide diesem Forscher zufolge bloß zur Erzielung niedriger Mehrerträge führen. Hotter, Herrmann und Stumpf (1) betonten den hohen Stickstoffgehalt der Wurzelrückstände von Papilionaceen

[1] F. Löhnis, Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 580 u. f.

und seine Bedeutung für die Stickstoffversorgung der nachfolgenden Halmfrüchte.

Auf die bedeutende Zunahme der Pektinzersetzer im Boden durch die Strohdüngung hat Hiltner (5), auf die Vermehrung der Schimmelpilze durch eine solche Düngung, die manchmal auch recht unvorteilhaft infolge Entstehung von organischen Säuren und durch Begünstigung der Denitrifikation wirken kann, Scherpe (1) hingewiesen. Der ungünstige Einfluß des in den Boden gebrachten Strohes auf die Nitrifikation ist von Sasanow (1) betont worden. Nach Vogel (3) wird die Salpeterbildung durch die Strohdüngung stark gehemmt, doch dient diesem Forscher zufolge die Düngung mit frischem Stroh im Herbst zugleich zur Konservierung des Bodenstickstoffs und zur ökonomischen Regulierung des Nitrifikationsvorganges zum Zwecke der Gewinnung stickstoffarmer Kulturpflanzen. Der ungünstige Einfluß der Strohdüngung geht auch aus den Versuchen von Pfeiffer, Frank, Friedländer und Ehrenberg (1) hervor.

Nach der Feststellung von Fraps (1) bleibt ein großer Teil des aus dem organischen Stickstoffdünger gebildeten aktiven Stickstoffs auch nach längerer Zeit als Ammoniak im Boden, ohne nitrifiziert zu werden.

Die Begünstigung der düngenden Wirkung des Kalziumcyanamids durch Stallmistbakterien wurde von Wein (1) betont. Eine solche sahen Perotti (9) und Sabaschnikoff (2) auch bei Zusatz von Kompost bei der Kalziumcyanamiddüngung. Erwähnt sei, daß nach R. Inouye (1) Dicyandiamid als Stickstoffdünger in einer Menge von 0,35 g auf 8 kg Boden sehr günstig, in einer Menge von 1 g schädlich wirkt. Einen recht ungünstigen Einfluß kann das Kalziumcyanamid auf die Nitrifikation im Boden ausüben, wie dies Remy (4), Kappen (1) u. a. gezeigt haben, während die Ammoniakbildung nicht beeinträchtigt wird. Wagner, Dorsch, Hals und Popp (1) betonen wieder die hemmende Wirkung des Kalkstickstoffs auf die Denitrifikation im Boden. Diesen Forschern zufolge findet eine günstige Ausnützung des Kalkstickstoffs im bakterienreichen, tätigen, lehmigen Boden statt bei frühzeitigem Einbringen (spätestens Mitte Februar für Winterfrüchte) in nicht zu großen Mengen, einer guten gleichmäßigen Verteilung und Mischung des Kalkstickstoffs mit der Ackerkrume, und einer entsprechend hohen Bodenfeuchtigkeit. Reis (1) weist darauf hin, daß in der Ackererde eine Einwirkung von Eisenhydroxyd und Eisenoxyd auf Cyanamid unter Bildung von Harnstoff erfolgt. Nach Stutzer und Reis (1) und Stutzer, Reis und Söll (1) ist die Bildung von Dicyandiamid aus Kalkstickstoff im Boden eine sehr geringe. Sie machen auch auf die Zersetzung von Cyanamid und Kalziumcyanamid

durch rein chemische Prozesse, besonders durch Einwirkung von Eisenoxyd aufmerksam. Wie Kappen (4) durch Versuche mit chloroformierter und nicht sterilisierter Erde zeigen konnte, findet im Ackerboden neben der anorganischen auch eine Zersetzung des Cyanamids durch Mikroorganismen statt. Nach den Befunden von Müntz und Nottin (1), Nazari (1) u. a. kommt der Kalkstickstoff in seiner Düngewirkung ungefähr dem schwefelsauren Ammon gleich.

Bei Düngungsversuchen mit Kalziumnitrit erhielt Gerlach (1) zufriedenstellende Ertragssteigerungen; eine schädliche Wirkung wurde ebensowenig wie bei Anwendung von Natriumnitrit bemerkt.

Vergleichende Versuche über die Wirkung des Natronsalpeters, schwefelsauren Ammoniaks, Kalksalpeters, Kalkstickstoffs, Stickstoffkalks und organischer Düngemittel wurden kürzlich von Schneidewind, Meyer, Heinze, Münster und Graff (1) ausgeführt.

Auch durch die Düngung mit Kalk und anorganischen Salzen werden nicht bloß die physikalischen und chemischen, sondern auch die biologischen Eigenschaften des Bodens wesentlich verändert. So findet oft eine Erhöhung der Keimzahl statt, wie dies die Befunde von Chester (2), Fabricius und v. Feilitzen (1), H. Fischer (4 u. 5) u. a. zeigen. Die Kalkung des Bodens befördert häufig, wie aus zahlreichen Untersuchungen, so von Hj. Jensen (2), Withers und Fraps (1), Müller und Weis (1), Lichti und Moser (1), Wohltmann, Fischer und Schneider (1) u. a. hervorgeht, insbesondere die Nitrifikation, dies gilt namentlich für saure und humusreiche Böden. Auf die verschiedenartige Beeinflussung der Salpeterbildung im Boden durch verschieden große Mengen von kohlensaurem Kalk machte kürzlich auch E. Murmann (1) aufmerksam. Die Reizwirkung des Ätzkalkes auf das Bakterienleben im Boden betonen besonders Lemmermann, Fischer und Husek (1).

Ebenso wirken Kalk, Gips und Magnesiumsalze auf die Stickstoffbindung und insbesondere auf die Knöllchenbildung der meisten Leguminosen (mit Ausnahme der Lupine und der Serradella) günstig ein. Nach Stutzer und Rothe (1) werden auch die Ammon- und die Nitratassimilation durch Kalk vorteilhaft beeinflußt. Dazu kommt auch noch die Verstärkung der Humusbildung und der Kohlensäureproduktion im Boden durch entsprechende Kalkung. Bei der großen Verschiedenheit der Böden und den vielen Faktoren, die mitspielen, ist es wohl kaum verwunderlich, daß die von verschiedenen Forschern erhaltenen Befunde auch in diesem Punkte vielfach abweichen, und daß es in den früher erwähnten Fällen bisweilen auch zu schädigenden Wirkungen des Kalkes kommt.

Eine günstige Einwirkung üben Kalisalze auf die Nitrifikation aus, wie dies z. B. aus den Feststellungen von Fittbogen (1), Reder und Troschke (1), Neßler (1), Dumont und Crochetelle (1) hervorgeht und zwar wirkt am vorteilhaftesten das Kaliumkarbonat. Vorhees, Lipman und Brown (2) machten auf den günstigen Einfluß von Kalisalzen auf die Ammoniakbildung aus organischen Verbindungen aufmerksam.

Zahlreiche Feststellungen liegen über die fördernde Wirkung der Phosphate auf die Stickstoffbindung durch Knöllchenbakterien, und durch freilebende stickstoffbindende Bakterien, z. B. Azotobacter vor, wie dies aus den Befunden von Jamieson (1), E. Laurent (5), Löhnis (20), Wohltmann und Bergené (1), Gerlach und Vogel (4), Flamand (1), Wilfarth und Wimmer (1), Koch, Litzendorff, Krull und Alves (1) u. a. ersichtlich ist. Erwähnt sei, daß nach der Feststellung von Stoklasa (10) die Asche von Azotobacter hauptsächlich aus Kali und Phosphat besteht.

Die Düngung mit Natronsalpeter oder Ammonsulfat beeinflußt nach Engberding (1) den Keimgehalt des Bodens nur in sehr geringem Maße. Eine wiederholte Düngung mit Ammonsulfat kann dem Boden eine saure Reaktion verleihen und dadurch ungünstig einwirken. Nach Frank (3) und Löhnis (20) wirken Nitrate auf die Stickstoffbindung durch Knöllchenbakterien günstig ein, während Ammonsulfat meist einen sehr schädlichen Einfluß zeigte.

Es ist klar, daß eine Behandlung des Bodens mit antiseptisch wirkenden Mitteln, die vielfach zu sehr guten Ernteerträgen und besonders zur Behebung der Müdigkeitserscheinungen im Boden führt, die Mikroflora des Bodens stark in Mitleidenschaft ziehen wird. Abgesehen von der direkten Reizwirkung auf die Kulturpflanzen üben sie auch eine solche auf die Mikroorganismen des Bodens aus und führen auch zu einer Auslese derselben. Viele Boden-Mikroben werden infolge dieser Reizwirkung später zu einer erhöhten Tätigkeit veranlaßt, so z. B. die Nitratbildner, die sich als recht empfindlich gegen eine solche Bodenbehandlung erweisen. Zu den zur Anwendung gelangenden antiseptischen Stoffen gehören Schwefelkohlenstoff, Chloroform, Äther, Benzol, Formaldehyd, Karbolsäure, Zinksulfat, Eisenvitriol, Kupfervitriol und viele andere. Hiltner (3 u. 6) erzielte sehr gute Erfolge mit Karbolineum.

Ähnliche Resultate, wie sie bei Anwendung von antiseptischen Stoffen erhalten werden, können nach Plowman (1) und Hiltner (3) durch die Behandlung des Bodens mit schwachen elektrischen Strömen, nach Osmun (1) und nach Pickering (1) mit Dampf erzielt werden. Die Sterilisierung bezw. Erhitzung des Bodens befördert die spätere

Bakterienentwicklung, die Kohlensäureentwicklung und die Ammoniakbildung, wie dies z. B. aus den Versuchen von H. Fischer (6) und von Russell und Hutchinson (1) hervorgeht. Der Einfluß der Dampfsterilisation auf den Boden wurde auch von Lyon und Bizzell (1) studiert.

Wie K. Störmer (2) angibt, waren die nach der Schwefelkohlenstoffbehandlung des Bodens zahlreich auftretenden Bakterienarten in hohem Grade befähigt, tierische und pflanzliche stickstoffhaltige Substanzen zu zersetzen. Die von Scherpe (1) ausgeführten Untersuchungen über den Einfluß von Schwefelkohlenstoff auf den Stickstoffumsatz im Boden lassen die aufschließende Wirkung des Schwefelkohlenstoffs auf die Bodenbestandteile recht deutlich erkennen. Eine besondere Bedeutung für die durch den Schwefelkohlenstoff veranlaßten Stickstoffumsetzungen dürfte den Fadenpilzen (Schimmelpilzen) zukommen. Eine Förderung erfahren die ammoniakbildenden Bakterien, besonders Actinomyces odorifer. Auch eine Steigerung der Nitrifikation tritt ein, die aber wohl mit der verstärkten Ammoniakbildung in einem gewissen Zusammenhang steht. Die Untersuchungen A. Kochs (5) und Freds (2) haben den Beweis erbracht, daß kleine Mengen antiseptischer Stoffe, darunter auch Schwefelkohlenstoff, eine Reizwirkung auf die niederen Organismen und auf die Kulturpflanzen ausüben, und darauf der günstige Einfluß der Bodenbehandlung mit derartigen Giftstoffen wohl hauptsächlich zurückzuführen sei. So förderten nach den Versuchen E. Br. Freds Äther, Schwefelkohlenstoff, Kaliumbichromat, Kupfersulfat und Salvarsan das Wachstum niederer Organismen. Die Stickstoffbindung durch Azotobacter erfuhr durch Äther oder Schwefelkohlenstoffbehandlung eine Erhöhung.

Bezüglich der Kupfersulfatlösungen hebt J. Simon (2) hervor, daß sich die Knöllchenbakterien ihnen gegenüber wenig empfindlich erweisen, wohl aber die den Knöllchenbakterien feindlichen Bodenorganismen (Säurebildner und Fäulnisbakterien).

Auch die Kulturpflanzen, überhaupt die grünen Pflanzen des Ackers, beeinflussen die Mikroorganismen des Bodens. Aus den Untersuchungen von Caron (1 u. 2), Burri (1) und Stoklasa und Ernest (1) geht hervor, daß die grünen Pflanzen einen wenn auch nicht immer sehr deutlichen Einfluß auf die Keimzahl ausüben. Namentlich scheint spezifischen Pflanzen eine besondere Einwirkung auf bestimmte Mikroorganismen eigen zu sein, so zeigte Beijerinck (8), daß sich Azotobacter in einer Erde, in der Leguminosen zum Anbau kamen, besonders kräftig entwickelt hat. Gutzeit (1) wies die nachteilige Wirkung des Hederichs für die Nitrifikation nach. Von Bedeutung erscheinen jedenfalls die Wurzelausscheidungen der Pflanzen,

sowohl verschiedene Enzyme, insbesondere Oxydasen, wie dies aus den Befunden von H. Molisch (4), Schreiner und Reed (1) und Dachmowski (1) hervorgeht, als auch ganz besonders Toxine, auf die Hiltner (3), Ch. A. Jensen (1), F. Fletscher (1), Pickering (2), Schreiner, Reed und Skinner (1) hingewiesen haben. Ebenso zeigen nach Schreiner und Sullivan (1) auch die Samen giftige Ausscheidungsprodukte. Eine Ansammlung von Toxinen, allerlei Stoffwechselprodukten und anderen Hemmungsstoffen im Boden wird wohl auch als die Ursache mancher Formen der „Bodenmüdigkeit" anzusehen sein. Ponget und Chouchak (1) zeigten, daß die Bodenmüdigkeit, die sich nach mehrjährigem Anbau von Luzernen einstellt, auf die Ausscheidungen dieser Pflanze zurückgeführt werden muß. Über das Vorkommen von Enzymen im Boden wurden von C. Fermi (1) umfassende Untersuchungen ausgeführt. Schreiner und Sullivan (2) konnten aus einem weizenkranken und einem kuherbsenkranken Boden kristallinische Giftstoffe gewinnen, von denen der auf dem ersten Boden erhaltene auf Weizen, der aus dem zweiten gewonnene auf Kuherbsen giftig wirkt. Auf im Boden befindliche toxische Verbindungen, die er für organische stickstoffhaltige Substanzen ansieht, hat auch Pickering (3) aufmerksam gemacht. Schreiner und Lathrop (2) konnten das auffallend häufige Vorkommen von Dioxystearinsäure in unfruchtbaren Böden nachweisen. Schreiner und Skinner (1) extrahierten aus dem Boden die pflanzenschädigende Dihydroxystearinsäure.

Durch die auch im Dünger vorkommenden antiseptischen Verbindungen, Benzoesäure und Parakresol, wird nach Mooser (1) die Nitrifikation ungünstig beeinflußt.

Nach Loew (4) kann auch eine im Boden vorkommende sehr große Menge von Buttersäurebakterien und sulfatreduzierenden Bakterien Bodenmüdigkeit hervorbringen.

Die Möglichkeit einer wirksamen Bekämpfung der Bodenmüdigkeit durch reichliche Düngung zeigen die Versuche S. Suzukis (2).

Von praktischem Interesse erscheinen jene Versuche, die dahin gehen, die Mikroorganismenflora eines Bodens in einer bestimmten Richtung zu verändern. Zunächst kommt die Zuführung geeigneter Mikroorganismen durch diese Organismen enthaltende Erde in Betracht. Wie Löhnis (21) ausführt, ist insbesondere die Einbringung von Knöllchenbakterien durch Ausstreuen einer geeigneten Erde in vielen Gegenden, so in Holland, Finnland, Italien seit langer Zeit in Gebrauch. Salfeld (1) hat auf die Vorteile einer solchen Bodenimpfung nachdrücklich hingewiesen. Tatsächlich wurden auf diese Art vielfach sehr befriedigende Resultate erhalten. Hiltner (7) schlug die Bodenimpfung mit Erde von Brachland oder von Leguminosenfeldern vor.

Auch die kürzlich ausgeführten Versuche von Hj. v. Feilitzen (4) zeigen deutlich, daß es vorteilhaft erscheint, die Impferde von Feldern zu nehmen, die die gleiche oder eine nahe verwandte Hülsenfrucht getragen haben. Ein Fortschritt wäre nun zweifellos in dem Einbringen von wirksamen Reinzuchten stickstoffbindender Bakterien in den Boden zu sehen.

Ein solches Präparat, Alinit genannt, wurde von Caron in den Handel gebracht, es enthielt die Sporen von Bacillus Ellenbachensis α, später noch solche von Bacillus Ellenbachensis β. Ganz abgesehen davon, daß diese Bakterie nach den Befunden vieler Forscher kein nennenswertes Stickstoffbindungsvermögen aufwies, sind die im Boden verlaufenden Prozesse auch heute noch so wenig aufgeklärt, daß selbst bei Einbringung sehr wirksamer Stickstoffbinder sich oft Mißerfolge einstellen können.

Auch andere Präparate, die aus verschiedenartigen freilebenden Stickstoffbindern bestanden, vermochten sich nicht durchzusetzen, so das von Koning (2) empfohlene Ammoniogen, welches Sporen von Bac. Megatherium und Bac. mycoides enthielt.

Von Nobbe und Hiltner wurde die Impfung der Ackererde mit Knöllchenbakterien empfohlen, die unter dem Namen Nitragin in den Handel kamen. Aber auch bei Anwendung dieses Präparates wurden neben einzelnen Erfolgen vielfach Mißerfolge erzielt. Durch Auswahl besonders wirksamer Knöllchenbakterien und entsprechende Änderungen der Impfmethoden wurden die Resultate günstig beeinflußt. So empfehlen Nobbe und Hiltner zur Bereitung der Impfflüssigkeit Milch statt Wasser zu benutzen, Hiltner und Störmer (1) schlugen den Zusatz von Pepton und Traubenzucker zur Milch vor, Störmer (4) riet das Einpudern der geimpften Samen mit Kreide und Gips an.

Hiltner (8) machte darauf aufmerksam, daß unter Umständen, so auf Moor- und humusreichen Böden, die direkte Bodenimpfung sich vorteilhafter erweise.

Auch der Zeitpunkt, in dem die Impfung erfolgt, erscheint von Bedeutung. So empfahl Remy (5) die Bodenimpfung erst dann auszuführen, wenn die Leguminosen schon entsprechend entwickelte, der Infektion zugängliche Wurzelhaare aufweisen.

Hiltner (9) hat versucht, Mischkulturen von Knöllchenbakterien mit einer anderen aus Serradellawurzeln isolierten Begleitbakterie zur Bodenimpfung zu benutzen. Der Erfolg war nach der Angabe Hiltners ein recht guter.

Ein Knöllchenbakterien enthaltendes Präparat, ist auch das von Simon (3) empfohlene Azotogen. J. Simon wies darauf hin, daß die an Erdteilchen angetrockneten Knöllchenbakterien ihre Wirksam-

keit längere Zeit bewahren, während sie an Watte angetrocknet bald absterben. Die Anwendung einer derartigen „Nitrokultur", in der die Knöllchenbakterien an Watte angetrocknet waren, schlug Moore (1) vor. Wenig günstige Resultate wurden meist mit der Bottomley-schen (1) Nitrobacterine erzielt, bei der die Bakterien gleichfalls an Watte angetrocknet wurden. Ebensowenig bewährten sich bisher das „Farmogerm" und zahlreiche andere Präparate. Edwards und Barlow (1) berichten über recht gute Erfolge mit amerikanischen Kulturen von Knöllchenbakterien.

Fred (3) empfiehlt auch auf Böden, die keinen Leguminosen-anbau erhalten, eine Impfung mit Knöllchenbakterien, durch die seiner Angabe nach eine recht bedeutende Stickstoffanreicherung des Bodens erzielt werden kann.

Wie Hiltner (8) hervorhebt, ist der Erfolg einer Bodenimpfung mit Knöllchenbakterien besonders von den Witterungsverhältnissen, von den Feuchtigkeitsverhältnissen des Bodens, von dem Gehalt des Bodens an Nährstoffen, von der Kalkempfindlichkeit mancher Hülsenfrüchte, z. B. Lupinen, von der Art des Bodenhumus und von der Vorfrucht abhängig.

Es fehlt auch nicht an Versuchen der Bodenimpfung mit anderen Bakterien, so mit Salpeterbakterien. Solche wurden von Marcille (1), von Hohl (2) u. a. ausgeführt, hatten aber keinen entsprechenden Erfolg. Ebensowenig war ein solcher den Nitro-Nitroso-Bakterien von Beddies (1) beschieden, die unter dem Namen Chilinit in den Handel kamen.

Aus dem Vorangehenden ist es wohl ersichtlich, daß die Bakteriologie oder, wenn man auch die Sproß- und Schimmelpilze mit berücksichtigt, wie dies hier geschehen ist, die Mykologie, volle Beachtung seitens der Landwirtschaft verdient. Der für die Landwirtschaft so wichtige Kreislauf des Stickstoffs ist eng an die Lebenstätigkeit der Pilze gebunden. Ein richtiger Einblick in das Leben und die Wirksamkeit dieser Organismen bewahrt die Landwirtschaft nicht nur vor Verlusten, er vermag ihr auch reichen Gewinn zu bringen. Viele Fragen von theoretischem Interesse, von praktischer Bedeutung, stehen hier noch offen.

Literatur.

Abderhalden, E., Pincussohn und A. R. Walther, (1) Zeitschr. f. physiol. Chemie, Bd. 68, 1910, S. 471.

Abel und Buttenberg, (1) Zeitschr. f. Hyg. Bd. 32, 1899.

Adametz, L., (1) Unters. über die niederen Pilze der Ackerkrumme, Dissert. Leipzig, 1886, S. 5, 49.

Adler, O., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 11, 1904, S. 215, 277, 281, 284.

Alpe, V. und A. Menozzi, (1) Bot. Zentralbl. Bd. 51, 1892, S. 337.

Amand, A., (1) La Cellule, t. 20, 1902, p. 225, t. 21, 1904, p. 329.

Ampola, G. und E. Garino, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt., Bd. 2, 1896, S. 673, Bd. 3, 1897, S. 310.

Arnaud, A. und A. Charrin, (1) Compt. rend. Paris, t. 112, 1891, p. 755.

Ashby, S. F., (1) Journ. Agric. Science, Bd. 2, 1907, S. 35, 52.

— (2) Jahresber. d. Agric. Chemie, Bd. 49, S. 79.

Bach und Chodat, (1) Zeitschr. f. Biologie, Bd. 42.

Backhaus, A. und W. Cronheim, (1) Ber. d. landw. Inst. Königsberg, Bd. 2, 1898, S. 23.

Baessler, P., (1) Mitt. d. deutschen Landw. Gesellsch. 1910, S. 263.

Bail, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, S. 567 und Bd. 9, S. 501.

Ball, O. M., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 23, 1909, S. 47.

Banning, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, S. 13.

Barthel, Chr., (1) deutsche landw. Presse, Bd. 33, 1906, S. 212.

Baur, E., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 537.

Bazarewski, S. v., (1) Dissert. Göttingen, 1906.

— (2) Chem. Zentralbl. 1909, I, S. 309.

Béchamp, (1) Bull. soc. chim., t. 11, 1869, p. 418.

— (2) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 70, p. 999.

Beddies, A., (1) Chemiker Ztg. Bd. 23, 1899, S. 646, Bd. 25, 1901, S. 524.

Behrens, J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 264.

Beijerinck, M. W., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt., 1904, S. 593.
— (2) Verhandel. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam, 1893, 2. Sect.
— (3) Centralbl. f. Bakt. 1892, I, S. 72.
— (4) Bot. Ztg. Bd. 46, 1888, S. 725, Bd. 48, 1890, S. 837 und Versl. en Mededeel. Akad. van Wetensch. Amsterdam Afd. Nat. 8, 1891, S. 460.
— (5) Versl. en Mededeel. Akad. van Wetensch. Amsterdam, Afd. Nat. 8, 1891, p. 469.
— (6) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 7, 1901, S. 567.
— (7) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakt. Berlin, 1910, S. 685.
— (8) Versl. en Mededeel. Akad. van Wetensch. Amsterdam Afd. Nat. 1908, p. 46, 53.
— (9) Bot. Ztg. Bd. 48, 1890, S. 841, Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, Bd. 7, 1901.
— (10) Centralbl. f. Bakt. Bd. 11, 1892, S. 69.
— (11) desgl. 2. Abt. Bd. 1, 1895, S. 9, 49, 104, 109, 112.
— (12) desgl. 2. Abt. Bd. 7, 1901, S. 33, 55.
— (13) desgl. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 1, 8, 193, 204.
— (14) Centralbl. f. Bakt. Bd. 14, 1893, S. 827.
— (15) Nach F. Löhnis, Handbuch der landw. Bakt. Berlin, 1910, S. 533.
Beijerinck, M. W. und van Delden, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. 10, 1903, S. 33.
— (2) Archives néerland. t. 9, 1904, p. 419, 425, 434.
— (3) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 9, 1902, S. 33, 41.
Beijerinck, M. W. und Minkman, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 25, 1910, S. 30.
Benecke, W., (1) Bot. Ztg. Bd. 63, 1905, 1. Abt., S. 227.
— (2) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 24, 1907, S. 1.
— (3) Bot. Ztg. 1907, S. 1.
Benecke, W. und J. Keuter, (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 21, 1903, S. 338.
Berghaus, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 64, 1907, S. 1.
Berthelot, M., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 101, 1885, p. 775.
— (2) desgl. t. 104, 1887, p. 205.
— (3) desgl. t. 116, 1893, p. 847.
Berthelot, D. und H. Gaudechon. (1) Compt. rend. de l'acad. d. scienc. Paris. t. 152, 1911, p. 522.
Bertrand und Holderer, (1) Ann. de l'Inst. Pasteur. 1910, p. 180.
Bienstock, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 36, 1899.
— desgl. Bd. 39, 1901, S. 398.
Bierema, St., (1) Zentralbl. f. Bakt. Bd. 23, 1909, S. 672, 700, 709, (2) Dissert. Leipzig, 1909.

Biernacki, W., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 29, 1911, S. 166.
Blobel, E., (1) Dissert. phil. Leipzig, 1908.
Böhm, J., (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. Bd. 30, 1897, p. 1869.
Böhnisch, E., (1) Zentralbl. f. Bakt. Bd. 32, 1912, S. 274.
Bottomley, W. B., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 20, S. 520, 719.
Bouilhac, R., (1) Compt. rend. Paris, t. 123, 1896, p. 828, Ann. agron. t. 24, 1898, p. 561, Compt. rend. t. 133, 1901, p. 55.
Bouilhac, R. und E. Giustiniani, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 137, 1903, p. 1274.
Boullanger, E., und L. Massol, (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 18. 1904, p. 182.
Boutroux, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 86, p. 605, t. 91 p. 236.
Braconnot, H., (1) Ann. de chimie et de phys. t. 12, 1844, p. 212.
Bräutigam, W., (1) Dissert. Leipzig, 1886.
Bréal, E., (1) Compt. rend. Paris, t. 114, 1892, p. 681.
Bredemann, G., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 26 a, 1908, S. 362; Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 23, 1909, S. 385.
— (2) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1908, S. 44.
Brioux, Ch., (1) Ann. de la science Agronomique, 1910, p. 241.
Brown, Ch., W., (1) Ber. d. Michigan Acad. of science, 1907, p. 160.
— (2) Exp. Stat. Rec. 20, 1907, p. 120.
Brussilowsky, E., (1) Zentralbl. f. Bakt. Bd. 10, S. 194.
Buchanan, R. E., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 23, 1909, S. 59.
Buchner, E. und Gaunt, (1) Ann. d. Chem. 1906, S. 349.
Buchner, E. und Hahn, (1) Die Zymasegärung, München, 1903.
Buchner E. und Meisenheimer, (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. 1903, S. 637.
Büsgen, M., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 12, 1894, S. 147.
Burchard, A., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 36, 1899, S. 271.
Burri, R., (1) Schweiz. landw. Centralbl. Bd. 20, 1901, S. 215.
Burri, R., Herzfeld und Stutzer, (1) Journal f. Landw. Bd. 42, 1894, S. 375.
Burri, R. und A. Stutzer, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 1, 1895, S. 356.
Burrill, T. J., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 1, 1889, p. 200.
Butkewitsch, W., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 38, 1903, S. 147.
— (2) Nach F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 525.
Carbone, D., (1) Boll. Soc. med. Pavia, 1910, t. 1, V, 13, 1911, t. 1, IV.
Carbone, D. und R. Marincola-Cattaneo, (1) Arch. di Farm. Sperim. vol. 7, 1908, p. 265.

Carbone, D. und M. Rusconi, (1) Boll. Soc. med. Pavia, 15. V, 1910.
Caron. A., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 45, 1895, S, 401.
— (2) Kochs Jahresber. Bd. 8. S. 212.
Caron, H. v., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 33, 1912, S. 62.
Cazeneuve, P. und Ch. Livon, (1) Compt. rend. Paris, t. 85, 1877, p. 571.
Chester, F. D., (1) Exp. Stat. Rec. 16, p. 718.
— (2) desgl. 14, p. 232.
Choukevitsch, J., (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 25, 1911, p. 247, 345.
Christensen, H. R., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 27, 1910, S. 336, 449.
— (2) desgl. Bd. 11, 1903, S. 190.
— (3) desgl. Bd. 19, 1907, S. 735.
Chudiakow, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 4, 389 und Kochs Jahresber. 1897, S. 44.
Cingolani, M., (1) Chem. Zentralbl. Jahrg. 7, 1903, Bd. II, S. 1287.
— (2) Staz. sperim. agr. ital. Vol. 41, 1908, p. 530.
Cohn, F., (1) Beiträge zur Biologie der Pfl. Bd. 1, Heft II, 1872.
— (2) Untersuchungen über Bakterien II, Beiträge zur Biologie der Pflanzen 1. Band. Breslau 1875, 3. Heft. S. 141.
— (3) Beiträge zur Biologie der Pflanzen Bd. 1, Heft 1, 1870, S. 108.
Coleman, L. C., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 401, 413, 484.
Conn, H. J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1912, S. 198.
Corso, G., (1) Staz. sperim. agr. ital. Vol. 44. 1911, p. 309.
Crisafulli, G., (1) Jahresb. d. pathog. Mikroorganismen, Bd. 11, 1895, S. 529.
Czapek, F., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik Bd. 29, 1896, S. 388.
— (2) Beiträge zur chem. Physiol. u. Pathol. Bd. 2, 1902, S. 559.
Dachmowski, (1) Botanical Gazette, Bd. 47, 1909, S. 389.
Dangeard, P. A., (1) Bull. Soc. bot. de France, 4. sér. t. 56, 1909, p. 221.
— (2) Compt. rend. de l'acad. de scienc., t. 153, 1911, p. 963.
Dehérain, P., (1) Centralbl. f. Agric. Chem. Bd. 19, 1890, S. 22.
— (2) desgl. Bd. 16. 1887, S. 728.
— (3) Ann. agron. t. 10, 1884. p. 385, t. 14, 1888, p. 97.
— (4) Compt. rend. Paris, t. 98, 1884, p. 377, t. 99, 1848, p. 45.
— (5) Compt. rend. Paris, t. 124, 1887, p. 269.
— (6) Compt. rend. Paris, t. 126, 1898, p. 1305.
Dehérain, P. und Dupont, (1) Zentralbl. f. Agrikultur-Chemie, Bd. 31, p. 240.
— — (2) desgl. Bd. 30, S. 80.

Dehérain und Maquenne, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 95, 1882, p. 691, 854.
Delden, A. van, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 11, 1903, S. 81, 113.
Demoussy, E., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 138, 1904, p. 291.
Dessaignes, (1) Ann. de chimie et de phys. t. 17, 1846, p. 50.
Dietzell, B., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 48, 1897, S. 163.
Dieudonné, (1) Arb. a. d. Kais. Gesundheitsamte Bd. 11, 1895, S. 508.
Dox, A. W., (1) Journ. of Biol. Chem. Bd. 10, 1911, S. 77.
— (2) Centr. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 675.
Dox, A. W. und R. E. Neidig, (1) Journ. of Biol. Chem. 9, 1911, p. 267.
Dubrunfaut, (1) Compt. rend. Paris, t. 66, 1868, p. 275.
Duclaux, E., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 100, 1885, p. 66.
— (2) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 10, 1896, p. 64.
Düggeli, M., (1) Nach R. Burri, Kochs Jahresb. Bd. 15, S. 402.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 13, 1904, S. 61, 198.
— (3) Naturw. Zeitschr. f. Land- und Forstwirtsch. Bd. 4, 1906, S. 473.
Dujardin, (1) Nach F. Cohn, Beiträge zur Biologie der Pflanzen, Bd. 1, Heft 2, 1872, S. 193.
Dumont, J. und J. Crochetelle, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 117, 1893, p. 670, t. 118, 1894, p. 604, t. 119, 1894, p. 93.
Dupont, (1) Ann. agron., t. 28, 1902, p. 289.
— (2) Compt. rend. Paris, t. 134, 1902, p. 1450.
Edwards, S. F., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1912, S. 199.
Edwards, S. F. und B. Barlow, (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 19, S. 1121, Bd. 20, S. 1015.
Effront, J. (1) Monit. scient. 1909, p. 145.
— (2) Compt. rend. Paris, t. 148, 1909, p. 238, Kochs Jahresber. Bd. 19, 1908, S. 467.
— (3) Compt. rend. Paris, t. 146, 1908, p. 779.
Ehrenberg, Ch. G. (1) Die Infusionstierchen als vollkommene Organismen, Leipzig, 1838.
Ehrenberg, P., (1) Mitt. d. landw. Instit. d. Kgl. Universität Breslau, Bd. 4, 1907, S. 1.
— (2) Fühlings land. Ztg. Bd. 58, 1909, S. 245.
— (3) Mitt. d. Deutschen Landw. Gesellsch. 1910, S. 213.
Ehrenberg, P. und E. Reichenbach, (1) Mitt. d. landw. Instit. Breslau Bd. 4, 1909, S. 863.
Ehrlich, F. und K. A. Jacobsen (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. Bd. 44, 1911, S. 888.
Eidam, E., (1) Jahresb. d. schlesischen Gesellsch. f. vaterl. Kultur, 1876.
Ellis, D., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 502, 516; Bd. 26, 1910, S. 321.

Ellis. D., (2) Proceed. of the royal soc. of Edinb. vol. 27, I, 1897, p. 21.
Emmerich, R., W. Graf zu Leiningen und O. Loew. (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 29, 1911, S. 668.
Emmerling. O., (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. Bd. 29, 1896, S. 2722.
Engberding, D., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 23. 1909, S. 569, 587. 597, 601.
Engelmann, Th. W., (1) Pflügers Archiv, Bd. 30, 1883 und Bd. 42, 1888 und Bot. Ztg. 1888, S. 661, 694.
Esmarch E., (1) Zentralbl. f. Bakt. Bd. 1, 1887, S. 225.
Esten, M. und C. J. Mason, (1) Storrs Agric. Exp. Stat. Connectitut, Bull. 51, 1908, p. 65.
Euler. H. und Sixten Kullberg, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 74, 1911, S. 15.
Ewart. (1) Nach Pfeffer, Verhandl. k. sächs. Ges. Wissensch. Leipzig, Bd. 46, 1896, S. 379.
Fabricius, O. und H. v. Feilitzen, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 165.
Faelli. G., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, S. 423.
Feilitzen, H. v., (1) Fühlings landw. Ztg. 1910, S. 489.
— (2) Zentralbl. f. Agric. Chemie, Bd. 39, 1910, S. 694.
— (3) desgl. Bd. 37, 1908, S. 793.
— (4) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 345.
Felsinger, L., (1) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österr. Bd. 14, 1911, S. 1039.
Ferguson, M. und E. B. Fred, (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 21, S. 418.
Fermi, C., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 330.
Fischer. (1) Pflügers Archiv, Bd. 97, 1904, S. 601.
Fischer. H., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 12, 1904, S. 267.
— (2) Verh. d. naturh. Vereins d. preuß. Rheinlande, 1905 und 1906.
— (3) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 256.
— (4) Landw. Jahrb. Bd. 38, 1909, S. 358.
— (5) Landw. Vers.-Stat. Bd. 70, 1909, S. 335.
— (6) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1909, S. 671.
Fittbogen, J., (1) Landw. Jahresb. Bd. 3, 1874, S. 109.
Fitz, (1) Berichte der deutsch. chem. Gesellsch. 1878, S. 474 und 1880, S. 1312.
Flamand, (1) Zentralbl. f. Agrik. Chemie. Bd. 34, 1905, S. 738.
Fletcher, F., (1) Nature. London, Vol. 76, 1907, p. 270, 518, Vol. 78, 1908, p. 402.
Fowler, G. J., Ardern, E. und W. T. Lockett. (1) Proc. Royal. Soc. London, Serie B. t. 83, 1910, p. 149.

Fowler, G. J., (2) Journ. Soc. Chem. Ind. t. 30, 1911, p. 174.
Francé, R. H., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1911, S. 1.
Frank, A., (1) Ill. landw. Ztg. Bd. 23, 1903, S. 491.
Frank, B., (1) Jahresb. d. deutsch. Landw. Gesellsch. Bd. 13, 1898, S. 27.
— (2) Bot. Ztg. Bd. 37, 1879, S. 382.
— (3) Landw. Jahrb. Bd. 21, 1892, S. 1 und Bot. Ztg. Bd. 51, 1893, Abt. I, S. 146.
— (4) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 7, 1889, S. 36 und Landw. Jahrb. Bd. 21, 1892, S. 7.
— (5) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 6, 1888, S. 263.
Frankfurt, S., und A. Duschechkin, (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 20, S. 519.
Frankland, P. und G., (1) Philos. Transact. Roy. Soc. London, t. 181, 1890, p. 107.
Frankland und Frew, (1) Journ. chem. soc. 1891.
Fraps, G. S., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 20, 1909, S. 424.
Fred, E. B., (1) Exp. Stat. Rec. t. 21, 1909, p. 420.
— (2) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 185.
— (3) Rep. of Virginia Exp. Stat. 1908, S. 132.
— (4) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1912, S. 421.
Fremy, (1) Ann. de Chimie et de Phys. t. 24, 1848, p. 5.
Fresenius und Neubauer, (1) Zeitschr. f. analytische Chemie, Bd. 1, 1862, S. 343.
Fribes, (1) Nach Winogradsky, Compt. rend. Paris, t. 121, 1895, p. 742.
Fröhlich, H., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 45, 1908, S. 256.
Gaines, R. H., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 23, 1910, S. 318.
Galeotti, G., (1) Rendic. Accad. Lincei, Roma. Serie 5, Vol. 19, 1910, I. p. 353.
Galle, E., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 28, 1910, S. 461.
Gautier, A.; (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 130, 131, 1900.
Gautier, A. und A. Etard, (1) Compt. rend. Paris, t. 94, 1882, p. 1357 und 1598.
Gayon, U., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 98, 1884, p. 528.
Gayon, U. und Dupetit, (1) Recherches sur la reduction des nitrates, Nancy, 1886, p. 31.
— — (2) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 95, 1882, p. 644.
— — (3) Nach F. Löhnis, Handb. d. landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 478.
Georgevitch, P., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 72, 1910, S. 201.
Gérard, E., (1) Compt. rend. de l'acad. t. 122, 1896, p. 1019, t. 123, p. 185.

Gerlach. (1) Ill. landw. Ztg. 1909, Nr. 97.
Gerlach und Vogel. (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1907, S. 61.
— — (2) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 671.
— — (3) desgl. Bd. 9, 1902, S. 891.
— — (4) desgl. Bd. 10, 1903, S. 638.
Gibson, H. B. (1) Forsch. a. d. Gebiete d. Agrikultur-Physik, Bd. 18, 1895, S. 106.
Gigli, T., (1) Chemiker Ztg. Bd. 25, 1901, S. 741.
Giglioni, J. und G. Masoni, (1) Staz. sper. agrar. ital. t. 42, 1909, p. 589.
Giustiniani, E., (1) Ann. agron. t. 27, 1901, p. 262.
Glage, F., (1) Zeitschr. f. Fleisch- und Milchhyg. Bd. 11, 1901, S. 135.
Godlewski, E., (1) Anz. d. Akad. d. Wissensch. Krakau, 1892, S. 408, 1895, S. 178.
Goppelsröder, Fr., (1) Nach F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie. Berlin, 1910. S. 604.
Goris, A. und M. Mascré, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 147, 1908, p. 1488.
Gosio, (1) Arch. ital. de biol. 1892, p. 253, Hygien. Rundschau, 1897, S. 1217, Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. 1897, S. 1024.
Goslings, N., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 13, 1904, S. 385.
Gottheil, O., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 7, 1901, S. 430.
Grassberger, R. und A. Schattenfroh, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 37, 1900, S. 96, Bd. 42, 1902, S. 258.
Grazia, S. de, (1) Staz. sperim. agrar. ital. vol. 43, S. 179.
Grazia, S. de und G. Camiola, (1) Staz. sperim. ital. vol. 39, 1906, p. 829.
Grazia, S. de und M. Cerza, (1) Staz. sperim. agr. ital. vol. 39, 1907, p. 817.
Greig-Smith, R., (1) Proc. Soc. N. S. Wales, t. 31, 1906, p. 616.
Greshoff, M., (1) Chem. Zentralbl. 1910. I. S. 456.
Grigoroff, S., (1) Nach F. Löhnis, Handbuch d. landw. Bakteriologie, 1910, S. 487.
Grimbert, (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, 1893.
Grimbert, L. und M. Bagros, (1) Compt. rend. Paris, 1909, p. 760.
Grimbert und Firquet, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, 1897.
Gruber, Th., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1909, S. 415.
— (2) desgl. Bd. 16, 1906, S. 660, 771.
Gutzeit, M., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 16, 1906, S. 377.
Haberlandt, Fr., (1) Wissenschaftl.-prakt. Unters. auf d. Gebiete des Pflanzenbaues. Bd. 1, 1875, S. 225.
Hagem, O., (1) Ann. mycologici, Bd. 8, 1910, S. 265.

Hagem, O., (2) Unters. über norw. Mucorineen II. Videnskabs-Selskabets Skrifter I. Math. Nat. Kl. 1910, No. 4.
Hahn und Geret, (1) Nach Buchner und Hahn, die Zymasegärung. 1903, S. 307.
— — (2) Ber. d. deutschen chem. Gesellsch. 1898, S. 202 und 2335.
Halasz, (1) Zeitschr. f. anorg. Chemie, Bd. 26, 1901, S. 438.
Hall, A. D., Miller, N. H. J. und C. T. Gimingham, (1) Bot. Zentralbl. Bd. 110, S. 165.
Hansen, E. Chr., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 10, 1903, S. 1.
Haralamb, Vasiliu, (1) Mitt. d. landw. Institut. d. Univerität Breslau. Bd. 4, 1909, S. 703.
Harden, (1) Proceed. Chem. Soc. 1901.
Harrison, F. C. und B. Barlow, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 426.
Haselhoff, E., (1) Landw. Vers.-Station. Bd. 70, 1909, S. 83.
Hauser, (1) Centralbl. f. Bakt. Bd. 12, 1892.
Hazzi, v., (1) Über den Dünger, 6. Aufl., 1836, p. 31.
Hébert, A., (1) Compt. rend. Paris, t. 115, 1892, p. 1321: Ann. agron. t. 18, 1892, p. 537.
Heiden, E., (1) Jahresb. f. Agric. Chemie, Bd. 32, 1889, S. 300.
Heinemann und Hefferan, (1) Revue génér. du lait, t. 7, 1910, p. 548.
Heinze, B., (1) Landw. Jahrb. Bd. 39, 1910, Erg. Bd. 3, S. 314.
— (2) desgl. 1907, S. 889.
— (3) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 16, 1906, S. 705.
— (4) desgl. Bd. 12, 1904, S. 357.
— (5) desgl. Bd. 14, 1905, S. 19.
— (6) desgl. Bd. 12, 1904, S. 369, Bd. 16, 1906, S. 379.
Hellriegel, H., (1) Landw. Versuchs-Stat. Bd. 33, 1886, S. 464.
Hellriegel, H. und H. Wilfarth, (1) Beilageheft z. Zeitschr. d. Ver. f. Rübenzuckerind. Nov. 1888.
Henneberg, W., (1) Wochenschr. f. Brauerei, Bd. 24, 1907, S. 542 und 1908, Nr. 6—10.
Henry, E., (1) Zentralbl. f. Agric. Chemie, Bd. 33, S. 795.
— (2) desgl. Bd. 37, S. 649.
Heraeus, (1) Zeitschr. f. Hyg. Bd. 1, 1886, S. 226.
Herzog und Meier, (1) Zeitschr. f. phys. Chem. 1908, S. 57.
Herzog, R. O. und O. Saladin, (1) Zeitschr. f. phys. Chem. Bd. 73, 1911, S. 302.
Hilgermann (1) Arch. f. Hyg. Bd. 65, S. 220.
Hiltner, L., (1) Arb. a. d. biol. Abt. d. Kais. Gesundheitsamtes, Bd. 1, 1900, S. 180.
— (2) Arb. d. Deutsch. landw. Gesellsch. Bd. 98, 1904, S. 66.

Hiltner, L., (3) Jahresb. d. Verein. f. angew. Botanik, Bd. 5, 1907, S. 205, 214, 221.
— (4) Deutsche landw. Presse, Bd. 28, 1901, S. 232.
— (5) Arb. a. d. biol. Abt. d. Kais. Ges.-Amtes, Bd. 3, 1902, S. 81.
— (6) Prakt. Blätter f. Pflanzenbau und Pflanzenschutz, Bd. 6, 1908, S. 64, Bd. 7, 1909, S. 50.
— (7) Jahrb. d. Deutsch. Landw. Gesellsch. Bd. 15, 1900, S. 76; deutsche landw. Presse, Bd. 27, 1900, S. 251, Bd. 28, 1901, S. 203.
— (8) Jahrb. d. Deutsch. Landw. Gesellsch. Bd. 23, 1908, S. 281, 303.
— (9) Ill. landw. Ztg., 1910, S. 319.
Hiltner, L. und F. Lang, (1) Prakt. Blätter f. Pflanzenbau und Pflanzenschutz, Bd. 7, 1909, S. 126.
— (2) Ill. landw. Ztg., 1910, S. 811.
Hiltner, L. und K. Störmer, (1) Arb. a. d. biol. Abt. d. Kais. Gesundheitsamtes. Bd. 3, 1903, S. 191, 207, 268, 302, 504, 534.
Hinze, G., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 19, 1901, S. 369.
— (2) Mikrokosmus, Bd. III, 1909/10, S. 212.
— (3) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 21, 1903, S. 309.
Höflich, (1) Österr. Monatshefte für Tierheilkunde, Bd. 25, 1901, S. 4 und 49.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 402.
Höveler, W., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 24, 1892, S. 290.
Hoffmann, C., (1) Nach Löhnis, Handbuch der landw. Bakt. Berlin, 1910, S. 512.
— (2) Ill. landw. Zeitg. 1907, Nr. 58.
Hoffmann, C. und B. W. Hammer, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 28, 1910, S. 127.
Hohl, J., (1) Landw. Jahrb. d. Schweiz, Bd. 18, 1904, S. 506.
— (2) desgl. Bd. 18, 1904, S. 44, 431, 446, 451.
Holdefleiß, F., (1) Unters. über den Stallmist, 1889.
Hoppe-Seyler, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 11, S. 561.
— (2) desgl. Bd. 2, S. 7 und Bd. 11, 1887, S. 566.
Hotter, Ed., E. Hermann und J. Stumpf, (1) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 14, 1911, S. 152.
Houston, C. A., (1) Centralbl. f. Bakt. Bd. 14, S. 458.
— (2) desgl. 1. Abt. Bd. 25, 1899, S. 773.
Hueppe, F., (1) Tagebl. Naturforscherversammlung 1887, S. 244.
Immendorf, H., (1) Landw. Jahrb. Bd. 21, 1892, S. 323.
— (2) Journal f. Landw. Bd. 42, 1894, S. 87.
— (3) Jahrb. d. deutsch. Landwirtschafts-Gesellsch. 1906.
Immendorf, H. und E. Kempski, (1) Das Kalziumzyanamid als Düngemittel, 1907.

Immendorf, H. und O. Thielebein, (1) Fühlings landw. Ztg. Bd. 54, 1905, S. 791.
Inouye, R., (1) Journ. of the College of Agric. Tokyo, Vol. I, 1909, Nr. 2.
Irving, A. und R. Hankinson, (1) Zentralbl. f. Physiologie 1908, S. 106.
Issajew, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie Bd. 42, 1904 und Bd. 44, 1905.
Issatschenko, L., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 21, 1908, S. 480.
Iterson, G. van, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 11, 1904, S. 106, 689.
— (2) Verh. kon. Akad. Wetensch. 1903 u. Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 11, S. 690.
Iwanoff, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie Bd. 50, S. 281 und Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 24, 1909.
Iwanoff und Plenge, (1) Centralbl. f. Bakt. 1. Abt. Bd. 34, 1904, S. 374.
Jaksch, von, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie Bd. 5, 1881, S. 395.
Jamieson, Th., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 3, S. 835.
Jegunow, M., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 2, 1896. S, 11.
— (2) Arch. des scienc. biolog. de St. Pétersbourg, III, 1895, p. 381.
Jensen, Ch. A., (1) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 771.
Jensen, Hj., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 4, 1898, S. 402, 459.
— (2) Kochs Jahresber. Bd. 10, S. 246.
Jensen, Orla, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 18, 1907, S. 216.
Jentys, S., (1) Anzeigen d. Akad. d. Wissensch. Krakau, 1892, S. 194, 303, 1893, S. 345.
Jorns, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 67, 1908.
Joulie, H. (1) Ann. agron. t. 10, 1884, p. 298.
Kabrhel, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 58, 1906, S. 345.
Kappen, H. (1) Fühlings landw. Ztg. Bd. 56, 1907, S. 122, Bd. 57, 1908, S. 279.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1908, S. 281.
— (3) Landw. Versuchstat. Bd. 68, 1908, S. 324 und Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 24, 1909, S. 382.
— (4) Zentralbl. f. Agrikultur-Chemie Bd. 40, 1911, S. 17.
— (5) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 633.
Karpinski, A. und Br. Niklewski, (1) Bull. Acad. Cracovie. Cl. des sciences math. et nat. 1907, p. 596.
— (2) Anzeiger d. Akad. d. Wiss. Krakau, 1908, S. 596.
Kaserer, H., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 15, 573 und Bd. 16, 769.
— (2) desgl. 2. Abt. Bd. 16, 1906, S. 682.

Kaserer, H., (3) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 10, 1907, S. 39.
— (4) Berichte d. deutschen bot. Gesellsch. Bd. 28, 1910, S. 208.
— (5) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österr. Bd. 8, 1905, S. 793.
Kayser, E., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris t. 152, 1911, p. 1871.
Keding, M., (1) Kochs Jahresber. Bd. 19, 1908, S. 443.
Kellner, O., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 20, 1877, S. 433.
Kette, W., (1) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakteriologie, 1910, S. 438.
Keutner, J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 13, S. 555.
King, F. H., (1) Exp. Stat. Rec. 4, 1891, p. 152.
Klecki, V. von, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 2, S. 169.
Klöcker, A., (1) Compt. rend. du Labor. d. Carlsberg, t. 7, 1909, p. 273.
Koch, A., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 27, 1910, S. 1.
— (2) Verh. d. Gesellsch. deutscher Naturforscher und Ärzte. Karlsbad Bd. 74. 1902, S. 198.
— (3) Mitt. d. deutsch. Landw.-Gesellsch. 1910, S. 173.
— (4) Journal f. Landw. Bd. 57, 1909, S. 269.
— (5) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 175.
Koch, A. und C. Hoffmann, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 433.
Koch, A. und P. Kossowitsch, (1) Bot. Ztg. Bd. 51, 1893, Abt. II, S. 321.
Koch, A., Litzendorf, Krull und Alves, (1) Journal f. Landw. Bd. 55, 1907, S. 355, 380.
Koch, A. und Seydel, S., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 567.
Koch, R., (1) Mitt. a. d. Kais. Gesundh.-Amte Bd. 1, 1881, S. 34.
König, Spieckermann und Ohlig, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 10, S. 535.
Kohstri, Ohta, (1) Biochem. Zeitschr. Bd. 31, 1911, S. 177.
Koning, C. J., (1) Milchw. Zentralbl. Bd. 2, 1906, S. 328.
— (2) Kochs Jahrb. Bd. 11, S. 260.
Kossowicz, Al., (1) Einf. in die Mykol. d. Genußmittel u. in die Gärungsphysiologie, Berlin, 1911, S. 13.
— (2) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 6, 1903, S. 27, 731. Bd. 9, 1906, S. 688 und Einf. in die Mykol. der Genußmittel und in die Gärungsphysiologie, Berlin, 1911, S. 8.
— (3) Zeitschrift f. Gärungsphysiologie, allgemeine, landw. und techn. Mykologie Bd. 1, 1912, Heft 1, S. 60.
— (4) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 8, 1905, S. 645.

Kossowicz, Al. (5) Zeitschr. f. d. landw. Vers. Bd. 12, 1909, S. 757.
— (6) Einführung in die Mykologie der Nahrungsmittelgewerbe, Berlin, 1911, S. 112 und Zeitschrift f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 14, 1911, S. 59.
— (7) Monatshefte f. Landwirtschaft, Wien, III. Jahrg. 1910, S. 112.
Kossowitsch, P., (1) Bot. Ztg. Bd. 52, 1894, Abt. I, S. 112.
— (2) Russ. Journ. f. exper. Landwirtsch. Bd. 11, 1910, S. 700.
Kostytschew, (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1904, S. 207 und Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 13, 1904, S. 583.
— (2) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 25, S. 178.
Krainsky, A., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 231.
— (2) desgl. Bd. 20, 1908, S. 725.
Krause, H. v., (1) Journal f. Landw. Bd. 38, 1890, S. 1.
Krawkow, S., (1) Journal f. experim. Landwirtsch. 1908, S. 524.
Kröber, E., (1) Journ. f. Landw. Bd. 57, 1909, S. 5, 42.
Krüger, W. und B. Heinze, (1) Landw. Jahrb. Bd. 36, 1907, S. 395.
Kruijff, E. de, (1) Nach Kochs Jahrb. Bd. 18, 1907, S. 510.
— (2) Bull. du Dép. de l'Agric. aux Indes néerl. t. 4, 1906, p. 9.
— (3) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 54.
Kruse, W., (1) Allgemeine Mikrobiologie, 1910, S. 622 und 706.
Krzeminiewska, H., (1) Botan. Zentralbl. Bd. 116, 1911, S. 52 und Zentralbl. f. Agrikulturchemie, Bd. 40, 1911, S. 443.
— (2) Anzeiger d. Akad. d. Wissensch. Krakau, 1908, S. 445.
Krzeminiewski, S., (1) Anzeiger d. Akad. d. Wissensch. Krakau, 1908, S. 976.
Kuhn, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 13, 1891.
Kühl, H., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 258.
Künnemann, O., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 50, 1898, S. 78.
Kützing, Fr. T., (1) Sphaerotilus natans, Linnea, 1833, VIII, 385.
Kunze, G., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 42, 1906, S. 357.
Kutscher, (1) Zeitschr. f. Hyg. Bd. 20, 1895, S. 46.
Ladureau, A., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 99, 1884, p. 877.
Latham, M. E., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 21, 1909, S. 421.
Laurent, E., (1) Bull. de l'Acad. de Belgique, t. 11, 1886, p. 128.
— (2) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 3, 1889, p. 362.
— (3) desgl. t. 4, 1890, p. 741.
— (4) Bull. de l'Acad. Roy. Belgique, 1890.
— (5) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 133, p. 1241.
Lauterborn, R., (1) Ber. d. deutsch. botan. Gesellsch. Bd. 25, 1907, S. 238.
Laxa, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 286.
Lea, (1) Journ. of. physiol. t. 6, 1886.

Lebedeff, A. J., (1) Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 27, 1909, S. 569, 598.
Lebedew, A. F., (1) Bioch. Zeitschr. Bd. 7, 1907, S. 1.
Lemmermann, O., Blanck und R. Staub, (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 73, 1910, S. 425.
Lemmermann, O., H. Fischer und B. Husek, (1) Die landw. Vers.-Stat. Bd. 70, 1909, S. 317.
Lemmermann, O. und A. Tazenko, (1) Landw. Jahrb. Bd. 38, Erg. Bd. V, S. 101.
Lemoigne, (1) Compt. rend. de l'acad. des scienc. Paris, t. 152, 1911, p. 1873.
Leube, W., (1) Zeitschr. f. klin. Medizin, Bd. 3, 1881, S. 238, Archiv f. pathol. Anatomie, Bd. 100, 1885, S. 540.
Lex, (1) Zentralbl. f. d. mediz. Wissensch. Bd. 10, 1872, S. 292.
Liborius, (1) Zeitschr. f. Hyg. Bd. 1, 1886.
Liebert, F., (1) Versl. nat. Afdeel. Akad. Amsterdam, Bd. 17, 1909, p. 990.
Liechti, P. und W. Moser, (1) Landw. Jahrb. d. Schweiz, Bd. 18, 1904, S. 153.
Lieske, R., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 49, 1911, S. 91.
— (2) desgl. Bd. 50, 1911, S. 328.
Lipman, Ch. B., (1) Journ. of Biol. Chem. Bd. 10, 1911, S. 169.
— (2) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1911, S. 58.
Lipman, J. G., (1) Ann. Rep. New Jersey Agric. Stat., 24, 1903, p. 217, t. 25, 1904, p. 247, t. 26, 1905, p. 254.
— (2) desgl. t. 23, 1902, p. 231.
— (3) desgl. 1908, p. 137, 144.
— (4) Exp. Stat. Rec. Bd. 27, 1906, S. 135.
Lipman, J. G. und E. Brown, (1) Journ. of the americ. chem. soc. Vol. 29, 1907, p. 1358.
— — (2) Rep. New Jersey Agric. Coll. Exp. Sect. 1908, p. 95.
Lipman, J. G., E. Brown und L. Oven, (1) Rep. New Jersey Agric. Coll. Exp. Stat. 1909, p. 117, 211.
Löhnis, F., (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 594.
— (2) Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 633.
— (3) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 12, 1904, S. 457 und Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 576.
— (4) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 397, 717 und Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 458, 459.
— (5) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 96.
— (6) Handbuch d. landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 594, 595.
— (7) desgl. S. 610.

Löhnis, F., (8) desgl. S. 510.
— (9) desgl. S. 570.
— (10) Mitt. d. landw. Inst. d. Univ. Leipzig, Bd. 7, 1905, S. 1. Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt., Bd. 15, 1905, S. 434 und Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 574.
— (11) Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 693.
— (12) desgl. S. 765.
— (13) desgl. S. 427.
— (14) desgl. S. 432 und 493.
— (15) desgl. S. 465.
— (16) desgl. S. 579.
— (17) desgl. S. 457.
— (18) desgl. S. 480.
— (19) Mitt. d. landw. Inst. d. Univ. Leipzig, Bd. 7, 1905, S. 1.
— (20) Mitt. d. landw. Inst. d. Univ. Leipzig, Bd. 3, 1902, S. 26.
— (21) Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 783.
Löhnis, F. und E. Blobel, (1) Fühlings landw. Ztg. Bd. 57, 1908, S. 399.
Löhnis, F. und W. Kuntze, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 676, 677, 683, 687.
Löhnis, F. und R. Moll, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1908, S. 256.
Löhnis, F. und A. E. Parr, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 17, 1907, S. 520.
Löhnis, F. und Pillai, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 91, und Bd. 20, 1908, S. 799.
Löhnis, F. und A. Sabaschnikoff, (1) Fühlings landw. Ztg. Bd. 57, 1908, S. 21.
— — (2) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 322, 327.
Löhnis, F. und T. Westermann, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1908, S. 234, 251.
Loew, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 10, 1903, S. 177.
— (2) Ber. d. chem. Gesellsch. 1890, S. 675.
— (3) Chemikerztg. Bd. 32, 1908, S. 676.
— (4) Zentralbl. f. Agric. Chemie, Bd. 40, 1911, S. 645.
Lyon, F. L. und J. A. Bizzell, (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 23, 1910, S. 316.
Lyttleton, F. und J. A. Bizell, (1) Journ. Ind. Eng. Chem. Bd. 2, 1910, p. 313.
Maaßen, (1) Arb. a. d. Kais. Gesundheitsamte Bd. 12.
— (2) desgl. Bd. 18, 1901, S. 1, 52.
— (3) desgl. Bd. 15, 1899, S. 506.
— (4) desgl. Bd. 21, 1904, S. 3.

Maaßen und Müller, (1) Mitt. a. d. Kais. biol. Anstalt für Land- und Forstwirtschaft, Bd. 2, 1906, S. 24 und Bd. 4, 1907, S. 43.
Maaßen und Schönewald, (1) Mitt. a. d. Kais. biol. Anstalt f. Land- und Forstwirtschaft. 1910, S. 32.
Machida, (1) Bull. of the imp. central agric. exp. stat. Japan, vol. 1, 1907, p. 1.
Maercker, M., (1) Landw. Jahrb. Bd. 27, 1898, Erg. B. II. S. 74.
Maerker, M. und Schneidewind, (1) Landw. Jahrb. Bd. 27, 1898, S. 226.
Maercker, M. und E. Schultze, (1) Ber. d. Vers.-Stat. Halle, 1895, S. 32.
Maercker, M., H. Steffek und Schumann, (1) Ber. d. Vers.-Stat. Halle, 1894, S. 17.
Makrinoff, J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 24, 1909, S. 415.
Mann, (1) Nach Lehmann und Neumann, Grundriß der Bakt. 4. Aufl. 1907, S. 65.
Marchal, E., (1) Bull. de l'Acad. de Belgique Bd. 25, 1893, p. 738, 765.
Marcille, (1) Zentralbl. f. Agric.-Chemie Bd. 25, 1896, S. 843.
Marpmann, G., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 4, 1898, S. 21.
Mayer, A., (1) Deutsche landw. Tierzucht Bd. 10, 1906, S. 44.
Mazé und Omeliansky, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 15, S. 679.
Mazé und Perrin, (1) Ann. de l'Inst. Past. 1904, p. 9.
Meusel, E., (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. Bd. 8, 1875, S. 1214.
Miquel, P., (1) Études sur la fermentation ammoniacale et les ferments de l'urée, 1898 und Lafars Handb. der Techn. Mykologie Bd. 3, S. 75.
— (2) Kochs Jahresb. Bd. 4, S. 285. Ann. de microgr. t. 5, 1893, p. 162.
— (3) Bulletin Société chimique, Paris, t. 29, 1878, p. 387, t. 31, 1879, p. 391, und Annuaire de l'Observatoire de Montsouris, 1882, p. 464.
— (4) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 111, 1890, S. 397.
— (5) Fortschr. d. Agric. Physik, Bd. 6, 1883, S. 75 und Ann. de microgr. t. 5, 1893, p. 102.
Miyoshi, (1) Bot. Ztg. Bd. 52, 1894, Abt. I, S. 1.
Molisch, H., (1) Die Purpurbakterien, Jena, 1907.
— (2) Die Eisenbakterien, Jena, 1910.
— (3) Die Pflanze in ihren Beziehungen zum Eisen, Jena, 1892, S. 72.
— (4) Sitzungsb. d. math. nat. Kl. d. Akad. d. Wissensch., Wien, I, 96, 1888, S. 87.
— (5) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 33, 1912, S. 53.
Moll, L., (1) Hoffmeisters Beiträge z. chem. Physiol. und Pathol. Bd. 2, 1902, S. 344.
Moll, R., (1) Dissert. Leipzig, 1909.

Montemartini, L., (1) Staz. agr. sperim. Vol. 38, 1906, p. 1060.
Moore, G. T., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 15, p. 227, Bd. 16, p. 850.
Mooser, W., (1) Nach Jahresb. d. Agric. Chemie Bd. 52, 1909, S. 85.
Müller, A., (1) Journal f. prakt. Chemie Bd. 81, 1860, S. 469, Bd. 88, 1863, S. 217.
— (2) Landw.-Versuchs-Stat. Bd. 16, 1873, S. 273.
— (3) desgl. Bd. 27, 1882, S. 338.
Müller. M., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 47, 1903, S. 165.
Müller, P. E., (1) Studien über natürliche Humusformen, 1887.
Müller, P. E. und F. Weis, (1) Naturw. Ztschr. f. Land- und Forstwirtschaft, Bd. 5, 1907, S. 52, 154.
Müntz, A., (1) Kochs Jahresber. Bd. 2, S. 219.
— (2) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 110, 1890, p. 972, 1370.
— (3) desgl. t. 92, 1881, p. 499.
Müntz, A. und H. Coudon, (1) Compt. rend. Paris, t. 116, 1893, p. 395.
Müntz, A. und E. Lainé, (1) Compt. rend. Paris t. 142, 1906, p. 431.
Müntz, A. und E. Nottin, (1) Compt. rend. de l'acad. t. 147, 1908, p. 902.
Munro, J. H. M., (1) Chemic. News Bd. 53, 1886, S. 307; Journ. Chem. Soc. Bd. 49, 1886, S. 632.
Murmann, E., (1) Österr. Chem. Ztg. Bd. 10, 1907, S. 181.
Musculus, (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 82, 1876, p. 333.
Nabokich, A. J. und Lebedeff, A. F., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. 17, 1907, S. 350.
Nadson, G. A. und S. M. Adomovič, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 287.
Naegeli, C. v. und O. Loew, (1) Sitzungsber. d. math.-naturw. Klasse d. Akad. München Bd. 10, 1880, S. 281.
Nathanson, A., (1) Mitt. d. zool. Station Neapel, **15**, 1902, S. 655.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 11, S. 109.
Nawiasky, P., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 64, 1907, S. 33.
— (2) desgl. Bd. 66, 1908, S. 209.
Nazari, V., (1) Atti R. Acc. dei Lincei Roma, Bd. 17, 1908, S. 334.
Neide, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 12, 1904, S. 1.
Nencki, (1) Sitzungsb. d. Wiener Akad. d. Wissensch. 95, 1889, IIb., Baumgartens Jahresb. 1889, S. 480.
Nessler, J., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 33, 1887. S. 1.
Niemann und Morris, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 30, 1897.
Nikitinsky, J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 495.
— (2) Jahrb. f. wissensch. Botanik Bd. 37, 1902, S. 369.
Niklewski, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 469.
— (2) Jahrb. f. wissensch. Botanik Bd. 48, 1910, S. 113.

Niklewski, (3) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 27, 1910, S. 388.
Nobbe, F. und L. Hiltner, (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 42, 1893, S. 460.
— — (2) Naturw. Zeitschr. f. Land- und Forstwesen, Bd. 2, 1904, S. 366.
Nobbe, F., L. Richter und J. Simon, (1) Landw. Versuchsst. Bd. 68, 1908, S. 229.
Nobbe, F., E. Schmid, L. Hiltner und E. Hotter, (1) Landw. Versuchsst. Bd. 39, 1891, S. 352.
Omelianski, W., (1) Compt. rend. de l'acad., Paris, t. 121, 1895, p. 653, t. 125, 1897, p. 970, Kochs Jahresber. Bd. 11, S. 298, Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 290, 355, Bd. 11, 1904, S. 369.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 15, 1906, S. 681.
— (3) desgl. Bd. 9, 1902, S. 113.
— (4) desgl. Bd. 14, 1905, S. 769.
Omelianski, W. L. und O. P. Ssewerowa, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 29, 1911, S. 643.
Osmun, A., (1) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 780.
Oudemans und Koning, (1) Arch. néerland. Bd. 7, 1902, S. 266.
Owen, W. L., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 20, 1909, S. 519.
Panek, K., (1) Bull. de l'Acad. d. Scienc. de Cracovie, Cl. d. sc. nat. 1905.
Panzer, Th. (1) Zeitschr. f. analyt. Chemie, Bd. 47, 1908, S. 572.
Parr, A. E., (1) Dissert., Leipzig, 1906.
Pasteur, L., (1) Compt. rend. de l'Acad. Paris, t. 56, 1863, p. 1189.
— (2) desgl. t. 52, p. 340, 1260, t. 56, p. 1190.
— (3) Etudes sur la bière, 1876.
— (4) Compt rend. de l'acad. Paris, t. 50, 1860, p. 849, Ann. de chimie et de phys. t. 64, 1862, p. 50.
— (5) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 54, 1862, p. 269.
Pasteur, L. und J. Joubert, (1) Compt. rend. Paris, t. 83, 1876, p. 7.
Peklo, J., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 27, 1910, S. 451.
— (2) Österr. Bot. Zeitschr. 1909, S. 6.
Pennington, M. E. und G. C. Küsel, (1) Chem. Zentralbl. Jg. 1, 1900, II, S. 773.
Perotti, R., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 18, 1907, S. 50.
— (2) desgl. Bd. 21, 1908, S. 200 und Ann. di bot. v. 6, 1908, p. 337.
— (3) Staz. sperim. agrar. ital. Bd. 42, 1909, S. 81.
— (4) Rend. d. Soc. Chim. di Roma, 1906, p. 89.
— (5) Staz. sperim. agrar. ital. 39, 1906, p. 406.
— (6) Rend. Acc. Lincei, Roma, vol. 15, 1907, p. 512.

Perotti, R., (7) Atti R. Accad. dei Lincei, Roma, t. 17, 1908, I, p. 448.
— (8) Staz. sperim. agr. ital. Vol. 42, 1909, p. 537.
— (9) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakteriologie, 1910, S. 783.
Perty, (1) Zur Kenntnis der kleinsten Lebensformen, Bern, 1852.
Peters, E., (1) Landw. Versuchsst. Bd. 4, 1862, S. 133.
Petri, R. J. und A. Maaßen, (1) Arb. a. d. Kais. Gesundheitsamte, Bd. 8, 1892, S. 338.
— (2) desgl. 1893, S. 338, 490.
Pfeiffer, Th., L. Frank, K. Friedländer und P. Ehrenberg, (1) Mitt. d. landw. Inst. der Univers. Breslau, Bd. 4, 1909, S. 715.
Pickering, S. M., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 18, S. 222, Bd. 20, S. 1015.
— (2) Nature, London, vol. 76, 1907, p. 126.
— (3) Journ. of Agric. Science, 1910, p. 258, 277.
Piédallu, A., (1) Compt. rend. Paris, t. 65, 1908, p. 114.
Plowman, A. B., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 14, S. 548.
Poleck, (1) Arch. f. Pharmazie, Bd. 225, 1887, S. 205.
Ponget, J. und D. Chouchak, (1) Compt. rend. Paris, t. 145, 1907, p. 1200.
Popoff, L., (1) Archiv. f. d. ges. Physiologie Bd. 10, 1875, S. 120.
Porodko, (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, 1904, S. 41.
Post, H. v., (1) Landw. Jahrb. Bd. 17, S. 412.
Potter, C., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 21, 1908, S. 647.
Pottevin, (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, 1905.
Prażmowski, A., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 37, 1890, S. 161, 199.
Pringsheim, H., (1) Zeitschr. f. physiol. Chemie Bd. 62, 1909, S. 386.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 16, 1906, S. 795 und Bd. 20, 1908, S. 248.
— (3) desgl. Bd. 31, 1911, S. 23.
— (4) desgl. Bd. 26, 1910, S. 222.
— (5) desgl. Bd. 16, 1906, S. 111.
— (6) Zeitschr f. physiol. Chemie Bd. 65, 1910, S. 96.
Pringsheim, H. und E., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 227.
Pringsheim, H. und Zemplén, G., (1) Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 62, 1909, S. 367.
Puriewitsch, K., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 13, 1895, S. 342.
Raciborski, M., (1) Anzeiger d. Akad. Wiss. Krakau, math. nat. Kl. 1906, S. 747.
Rahn, (1) Centr. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 15, 1906, S. 424.
Ramann, E., Remelé, Schellhorn und Krause, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 295.

Rank, A., (1) Dissert. phil. Zürich, 1907.
Reder, P. und Troschke, (1) Centralbl. f. Agric.-Chemie Bd. 13, 1884, S. 652.
Reinke, J., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 21, 1903, S. 378, 481.
Reis, F., (1) Biochem. Zeitschr. Bd. 25, 1910, S. 460 und 476.
Reitmair, O., (1) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 11, 1908, S. 215.
Remy, Th., (1) Verh. d. Gesellsch. dtsch. Naturf. u. Ärzte, Karlsbad. 74. 1902, I, S. 221.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 8, 1902, S. 660, 733.
— (3) desgl. 2. Abt. Bd. 22, 1909, S. 578.
— (4) Landw. Jahrb. 35, Erg. Bd. IV, 1906, S. 123.
— (5) deutsche landw. Presse. Bd. 29, 1902, S. 31.
Remy, Th. und G. Rösing, (1) Zentralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 30, 1911, S. 349.
— (2) desgl. Bd. 29, 1911, S. 36.
Renault, B., (1) Compt. rend. Paris. t. 119, 1894, p. 377, t. 120, 1895, p. 162, t. 123, 1896, p. 953, t. 124, 1897, p. 1315, t. 126, 1898, p. 491, 1818, t. 130, 1900, p. 740.
Renault, P., (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 22, 1910, S. 714.
Ritter, G., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 27, 1909, S. 585.
Rodella, A., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 18, 1907, S. 458.
Roessler, O., (1) Archiv d. Pharmazie, Bd. 233, 1895, S. 189 und deutsche mediz. Wochenschrift, 1906, S. 1628.
Rogóyski, C., (1) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich, Bd. 2, 1899, S. 412.
Rosenbach, (1) Mikroorganismen bei der Wundinfektion, 1884.
Rosenberg-Lipinsky, A., (1) Der prakt. Ackerbau, 3. Aufl. Bd. 2, 1869, S. 348.
Rossi, G., S. de Grazia und T. de Capraris, (1) Centr. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, S. 529.
Rossi, G. und F. Guarneri, (1) Arch. di Farmac. sper. 1907, p. 22.
Roussy, A., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 149, 1909, p. 482.
— (2) desgl. t. 153, 1911, p. 884.
Rovsing, (1) Nach Migula, System der Bakt. Bd. 2, 1900, S. 28.
Rubner, M., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 38, 1900, S. 67.
— (2) desgl. Bd. 16, 1893, S. 58, 94.
Russel, E. J. und H. Br. Hutchinson, (1) Journ. of. Agric. Science, Bd. III, 1909, S. 111.
Rywosch, D. und M., (1) Centralbl. f. Bakt. Bd. 44, 1907, S. 295.
Sabaschnikoff, A., (1) Mitt. d. landw. Instit. d. Univers. Leipzig, 1908, S. 77.

Sabaschnikoff, A., (2) Dissert. Leipzig. 1908.
Sackett, W., J. Patten und C. Brown, (1) Michigan State Agric. College Exp. Stat. Bull. Nr. 43, 1907.
Saida, K., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 19, 1901, S. 107.
Salfeld, A., (1) Deutsche landw. Presse, Bd. 15, 1888, S. 630, Bd. 16, 1889, S. 632, Bd. 18, 1891, S. 1033, Bd. 19, 1892, S. 647, Bd. 26, 1899, S. 120; Ill. landw. Ztg. Bd. 24, 1904, S. 133.
Salus, G., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 51, 1904, S. 107.
Salzmann, P., (1) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakt. Berlin, 1910, S. 481.
Sames, Th., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 4, 1898, S. 664.
Sanfelice, (1) Ann. d'ig. sper. Roma, 1891.
Santori, (1) Atti Acad. med. Roma, 1891.
Sasanow, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 601.
Saussure, Th. de, (1) Mém. de la soc. phys. et d'hist. nat. de Genève, t. 8, 1839, p. 163.
Schellenberg, C., (1) Flora. Bd. 98, 1908, S. 257.
Schellmann, W., (1) Über hippursäurezersetzende Bakterien, Dissert. Göttingen, 1902.
Scherpe, R., (1) Arb. d. biol. Reichsanst. f. Land- und Forstwirtsch. Bd. 7, 1909, S. 353, 372, 395.
Schittenhelm, A., (1) Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 39, 1903, S. 199.
Schlösing, Th., (1) Compt. rend. Paris, t. 109, 1889, p. 428, 835.
— (2) desgl. t. 77, 1873, p. 203.
— (3) Ann. agron. t. 18, 1892, p. 5.
— (4) Zentralbl. f. Agrik.-Chem. Bd. 21, 1892, S. 737.
Schlösing, Th. und A. Müntz, (1) Compt. rend. Paris, t. 86, 1878, p. 892.
— — (2) desgl. t. 84, 1877, p. 301 und t. 85, 1877, p. 1018.
Schlösing, Th. und Rey, (1) Compt. rend. Paris, t. 66, 1868, p. 237.
Schlösing, Th., jun., (1) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 109, 1889, p. 618, 673.
— (2) desgl. t. 125, 1897, p. 826.
Schlösing, Th. jun. und E. Laurent, (1) Compt. rend. Paris, t. 111, 1890, p. 750, t. 113, 1891, p. 776; Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 6, 1892, p. 65, 824.
— — (2) Compt. rend. Paris, t. 115, 1892, p. 733 und Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 6, 1892, p. 832.
Schneider, Ph., (1) Landw. Jahrb. Bd. 35, Erg. Bd. IV, 1906, S. 70.
Schneidewind, W., (1) Landw. Jahrb. Bd. 33, 1904, S. 190.
— (2) desgl. Bd. 36, 1907, S. 588.
Schneidewind, W., D. Meyer, B. Heinze, F. Münter, J. Graff, (1) Landw. Jahrb. Bd. 39, Erg. Bd. III, 1910, S. 209.

Schönbein, C. F., (1) Nach F. Löhnis, Handbuch der landwirtschaftlichen Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 604.
— (2) Zeitschr. f. Biologie, Bd. 3, 1867, S. 334 und Journal f. prakt. Chemie, Bd. 105, 1868, S. 208.
Schöne, A., (1) Die deutsche Zuckerindustrie, Bd. 23, 1908, S. 699.
Schönfeld, F., (1) Wochenschr. f. Brauerei, 1898, S. 285.
Schorler, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 12, 1904, S. 681, 689.
Schreiber, K., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 41, 1902, S. 328.
Schreiner, O. und E. C. Lathrop, (1) Journ. Americ. Chem. Soc. Bd. 32, 1910, S. 1680.
— — (2) desgl. Bd. 33, 1911, S. 1412.
Schreiner, O. und H. S. Reed, (1) Botanical Gazette t. 47, 1909, p. 355.
Schreiner, O., H. S. Reed und J. J. Skinner, (1) U. S. Dept. Agric. Bur. Soils Bull. 47, 1907.
Schreiner, O. und J. J. Skinner, (1) Centralbl. f. Agric.-Chemie, Bd. 40, 1911, S. 373.
Schreiner, O. und M. X. Sullivan, (1) Exp. Stat. Rec. Bd. 19, p. 621, Bd. 20, p. 704, 919.
— — (2) Chem. Ztg. 1908, S. 410.
Schützenberger, (1) Die Gärungserscheinungen, 1876.
Schultz-Lupitz, A., (1) Landw. Jahrb. Bd. 10, 1881, S. 777.
Schultz-Schultzenstein, (1) Mitt. a. d. Prüfungsanstalt f. Wasserversorg. und Abwässerbeseitigung, Berlin, Bd. 2, 1903, S. 17.
Seelhorst, (1) Mitt. d. deutsch. Landw. Gesellschaft, 1910, S. 291 u. 309.
Selmi, Fr., (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. 1874, Bd. 7, S. 1642.
Semal, O., (1) Ann. de pharm. t. 4, 1898, p. 279, Kochs Jahresb. Bd. 9, S. 205.
Sestini, F., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 54, 1900, S. 147.
Sestini, F. und L., (1) Landw. Ver.-Stat. Bd. 38, 1890, S. 157.
Sewerin, S. A., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1909, S. 348.
— (2) desgl. Bd. 28, 1910, S. 561.
— (3) desgl. Bd. 1, 1895, S. 98, 799.
— (4) desgl. Bd. 3, 1897, S. 628, 713.
— (5) desgl. Bd. 1, 1895, S. 165, 809.
— (6) desgl. Bd. 7, 1901, S. 372 und Bd. 13, 1904, S. 618.
— (7) desgl. Bd. 9, 1902, S. 732.
Shibata, K., (1) Beiträge zur chem. Physiol. und Pathol. Bd. 5, 1904, S. 388.
Simon, J., (1) Jahresb. d. Ver. f. angew. Botanik Bd. 5, 1907, S. 154, 157.
— (2) Nach Kochs Jahresb. Bd. 18, 1907, S. 436.
— (3) Jahresb. d. Ver. f. angew. Botanik Bd. 5, 1907, S. 132, Sächs. landw. Ztschr. Bd. 55, 1907, S. 904.

Sjollema, B. und C. Ruyter de Wild, (1) Zentralbl. f. Agrik. Chemie Bd. 37, S. 652.
Sleskin und Nefedow, (1) Nach F. Löhnis, Handb. d. landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 569.
Söhngen, N. L., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 15, 1906, S. 513 und Bot. Zentralbl. Bd. 105, 1907, S. 371, Chem. Zentrbl. 1910, Bd. II, S. 980.
— (2) Chem. Zentralbl. Jahrg. 82, 1911, Bd. I, S. 249.
— (3) desgl. S. 1708.
— (4) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 23, 1909, S. 97.
Spieckermann und Bremer, (1) Landw. Jahrb. 1902.
Stagnitta-Balisteri, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 16. 1893, S. 18.
Stahel, G., (1) Jahrb. f. wissensch. Botanik, Bd. 49, 1911, S. 579.
Stern, W., (1) Dissert. phil. Leipzig. 1910.
Stevens, F. L. und W. A. Withers, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 27, 1910, S. 232.
Stevenson, W., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 30. 1911. S. 345.
Stich, C., (1) Zeitschr. f. Nahrungsmittelunters. usw. Bd. 3, 1900, S. 685.
Stiggel, R., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 19, 1907, S. 499.
Störmer, K., (1) Jahresb. d. Verein. f. angew. Botanik, 5, 1907, S. 116.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 20, 1908, S. 282.
— (3) Mitt. d. Deutsch. Landw. Gesellsch. Bd. 18, 1903, S. 193.
— (4) Mitt. landw. Inst. Leipzig, Bd. 8, 1907, S. 119.
Stoklasa, J., (1) Zeitschr. f. landw. Versuchswesen in Österreich Bd. 3, 1900, S. 440.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 22.
— (3) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 4, 1898, S. 817.
— (4) Deutsche landw. Presse Bd. 28, 1901, S. 666, 683.
— (5) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. 1911.
— (6) Zeitschr. f. d. landw. Versuchsw. in Österreich Bd. 1, 1898, S. 251.
— (7) Fühlings landw. Ztg. Bd. 56, 1907, S. 411, 431.
— (8) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 532.
— (9) Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österreich Bd. 10, 1907, S. 440.
— (10) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 21, 1908, S. 631.
Stoklasa, J., F. Duchaček und J. Pitra, (1) Beiträge zur chem. Physiologie und Pathologie Bd. 3, 1902, S. 329.
Stoklasa, J. und A. Ernest, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 725.
Stoklasa, J. und E. Vitek, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 14, 1905, S. 102, 110.
Stockvis und Saltet, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 6, 1900, S. 697.

Stutzer, A., (1) Biochem. Ztschr. Bd. 7, 1908, S. 481.
— (2) Zeitschr. f. angew. Chemie, 1896, S. 317.
— (3) Mitt. d. deutsch. Landw.-Gesellsch. 1910, S. 640.
Stutzer, A. und F. Reis, (1) Journal f. Landw. Bd. 58, 1910, S. 65.
Stutzer, A., F. Reis und J. Söll, (1) Fühlings landw. Ztg. 1910, S. 413.
Stutzer, A. und W. Rothe, (1) Fühlings landw. Ztg. Bd. 53, 1904, S. 629, 632.
Suzuki, Shigehiro, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 31, 1911, S. 27.
— (2) Bull. Coll. of Agric. Tokyo, Bd. VII, 1908, S. 575.
Swellengrebel, N. H., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 70, 1909, S. 380.
Szafer, W., (1) Anzeiger d. Akad. d. Wissensch. in Krakau, math. nat. Kl. B. 1910, S. 161.
Take, Br., (1) Landw. Jahrb. Bd. 16, 1887, p. 917 und Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 26, 1910, S. 236.
Takeuchi, T., (1) Chemik. Ztg. Bd. 35, 1911, S. 408.
Tappeiner, (1) Ber. d. deutschen chem. Gesellsch. 1883, S. 1760.
Telesnin, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 12, 1904, S. 205.
Ternetz, Ch., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 22, 1904, S. 267, Jahrb. f. wissensch. Botanik Bd. 44, 1907, S. 353.
Thaer, A., (1) Möglinsche Annalen d. Landwirtschaft Bd. 11, 1823, S. 79 und Grundsätze der ration. Landw. 1837, Bd. 2, S. 217.
Thomson, P., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. 24, 1907, S. 16.
Tieghem, van, Ph., (1) Bull. de la soc. bot. de France, t. 24, 1877, p. 128. Compt. rend. Paris, t. 88, 1879, p. 205 und t. 89, 1879, p. 5.
— (2) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 89, 1879, p. 1102.
— (3) desgl. t. 58, 1864, p. 210.
Tissier und Martelly, (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 16, 1902, p. 865.
Trécul, (1) Compt. rend. Paris, t. 61, 1865, p. 156.
Trillat und Sauton, (1) Compt. rend. de l'Acad. Paris, t. 149, 1909, p. 875.
Troubetzkoy und Bytchikine, (1) Nach F. Löhnis, Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 763.
Tsiklinski, P., (1) Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 13, 1899, p. 500.
Ucke, A., (1) Centralbl. f. Bakt. 1. Abt. Bd. 23, 1898, S. 998.
Ulpiani, C., (1) Atti R. Accad. dei Lincei. Roma, Vol. 12, II, 1903, p. 236.
— (2) Gaz. chimica italiana, vol. 38, 1908, II, p. 358.
— (3) Rend. de Società Chim. di Roma IV.
— (4) Chemikerztg. Bd. 30, 1906, S. 160.
Ulpiani, C. und M. Cingolani, (1) Atti della Accad. dei Lincei, Roma, vol. 14, 1905, II, p. 596.

Ville, J. und W. Mestrezat, (1) Compt. rend. soc. biol. Paris, t. 65, p. 66.
Vogel, J.. (1) Ill. landw. Ztg. Bd. 27, 1907, S. 176.
— (2) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 32, 1912, S. 169.
— (3) Fühlings landw. Ztg. 1910, Heft 18.
Vorhees, E. B. und J. G. Lipman, (1) Ann. Rep. New. Jersey Agric. Exp. Stat. Bd. 26, 1905, S. 140.
— (2) desgl. Bd. 29, 1908, S. 95.
Wagner, P.. (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 48, 1897, S. 310.
Wagner, P., R. Dorsch, S. Hals und M. Popp, (1) Die landw. Vers.-Stat. Bd. 66, 1907, S. 285.
Ward, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 5, 1899, S. 510.
Warington, R., (1) Journ. Chemic. Soc. Bd. 59, 1891, p. 484, 514.
Warming, E., (1) Videnskabelige Meddelelser fra den naturhistoriske Forening i Kjöbenhavn, 1875.
Warschawsky, (1) Centralbl. f. Bakt. 1904, S. 405.
Wehmer, C., (1) Centralbl. f. Bakt. Bd. 15, 1894, S. 427.
— (2) Botan. Ztg., 1891.
Weigmann, H. und Th. Gruber, (1) Milchw. Zentralbl. Bd. 1, 1905, S. 4.
Weigmann, H., Makowka, Eichloff, Th. Gruber, Huss und Lindemann, (1) Landw. Jahrb. Bd. 37, 1908. S. 275, 295.
Weigmann, H. und A. Wolff, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 22, 1909, S. 657.
Wein, E., (1) Vierteljahrsschr. d. bayr. Landw.-Rats. Bd. 10, 1905, S. 709.
Weis, Fr., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 28, 1910, S. 434.
Welbel, B., (1) Nach F. Löhnis, Handbuch der landw. Bakteriologie, Berlin, 1910, S. 745, 747.
Wichers, J. L. und Tollens, B., (1) Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. Bd. 34, S. 1425.
Wildiers, (1) La Cellule, t. 18, 1901, p. 316.
Wilfarth, H., (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 34, 1887, S. 460.
Wilfarth, H. und G. Wimmer, (1) Landw. Vers.-Stat. Bd. 67, 1907, S. 27.
Wimmer, G., (1) Zeitschr. f. Hyg. Bd. 48, 1904, S. 160.
— (2) Arb. d. Deutschen Landwirtschaftsgesellsch. 1908.
Winogradsky, St., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt., 5, 1899, S. 336.
— (2) Compt. rend. de l'acad. Paris, t. 116, 1893, p. 1385.
— (3) desgl. t. 118. 1894, p. 353 und Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 9, 1902, S. 43.
— (4) Ann. de l'Int. Pasteur, t. 5, 1891, p. 577.

Winogradsky, St., (5) Arch. d. scienc. biol. publ. Inst. imp. de médic. St. Petersbourg, t. 1. 1892, p. 87.
— (6) Lafars Handbuch der Techn. Mykologie Bd. 3, S. 145.
(7) Botan. Ztg. Bd. 45, 1887, S. 489, Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 3, 1889, p. 49.
— (8) Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Bakterien, 1888, Heft 1.
— (9) Botan. Ztg. Bd. 46, 1888, S. 261.
Winogradsky S. und W. Omelianski, (1) Centralbl. f. Bakt. Bd. 5, 1899, S. 338, 377, 429.
Withers, W. A. und G. S. Fraps, (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 10, S. 28.
Wohltmann, F. und Bergené, (1) Journ. f. Landw. Bd. 50, 1902, S. 387.
Wohltmann, F., F. Fischer und Ph. Schneider, (1) Journ. f. Landw. Bd. 52, 1904, S. 97.
Wolf, K., (1) Hyg. Rundschau, Bd. 9, 1899, S. 541.
Wolff, M., (1) Mitt. a. d. Kaiser Wilhelm Inst. f. Landw. Bromberg, Bd. 1, 1909, S. 382.
Wolffin, A., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 21, 1894, S. 284.
Wollny, E., (1) Centralbl. f. Agric. Chem. Bd. 29, 1900, S. 509.
Woronin, M., (1) Mém. de l'acad. des sciences à St. Petersbourg, t. 10, 1866, Nr. 6.
Wortmann, J., (1) Ber. d. Lehranstalt f. Wein-, Obst- und Gartenbau, Geisenheim, 1897/98, S. 75.
Würz, W., (1) Dissert. Leipzig, 1901.
Wüthrich, E. und E. v. Freudenreich, (1) Centr. f. Bakt. 2. Abt. Bd. 1, 1895, S. 876.
Yokote, Ch., (1) Arch. f. Hyg. Bd. 50, 1904, S. 118.
Yoshimura, K., (1) Kochs Jahresber. 1896, S. 219.
Zelinsky, (1) Nach Kochs Jahresb. Bd. 6, S. 294.
Zikes, H., (1) Sitzungsber. d. Akad. d. Wissensch. Wien, math.-naturw. Kl. 118, Abt. I. 1909, S. 1091.
Zipfel, H., (1) Centralbl. f. Bakt. 2. Abt. 1911, Bd. 32, S. 97.
Zörkendörfer, (1) Arch. f. Hyg. Bd. 16, 1893, S. 369.
Zoja, (1) Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 23, 1897.
Zopf, W., (1) Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1889, S. 94 und 1900, S. 300.
— (2) Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen über Crenothrix polyspora, Die Ursache der Berliner Wasserkalamität, Berlin 1879; Zur Morphologie der Spaltpflanzen. Leipzig 1882; Beiträge zur Physiologie und Morphologie niederer Organismen, Leipzig 1895, Heft 5, S. 37.

Sachregister.

Ein Sternchen * vor der Seitenzahl bedeutet Abbildung.

A.

Actinomucor repens 9
Actinomyces-Kolben *88
Actinomyces odorifer 101
Aerobacter 55
Agar-Agar, Verflüssigung, durch Bakterien 27
Agaricus campestris 15
Aktinomyceten, im Boden 76, 79
— im Dünger 88, *88, 90
Aktinomykose 22
Algen, Entwicklung in Dicyandiamidlösungen 42
— im Boden 77
— Phosphorsäure, Einfluß auf 64
— Stickstoffbindung 28
— Symbiose mit *Azotobacter* 24
— — — Pilzen 28
Alinit 103
Alkohol, Bildung aus Aminosäuren 12
— Oxydation 12
Alkoholase 53
Allantoin 39
Alnus glutinosa 22
Alternaria tenuis 27, 50
Ameisensäure, Bildung aus oxalsaurem Kalk 13
Amidase 34
Amide, Zersetzung durch Bakterien 33, 34
Amidstickstoff, Assimilation durch Mikroorganismen 29
Aminosäuren, Alkoholbildung aus 12
— Gärung durch Hefe 15
Aminosäuren, Oxydation durch Schimmelpilze 12
— Zersetzung durch Bakterien 34
Ammonassimilation 29, 96, 99
Ammoniak, Bildung aus Amiden 33, 34
— — aus Cyanamid 45
— — aus Handelsdünger 95
— — aus Harnsäure 39
— — aus Harnstoff 36
— — aus Kalkstickstoff 43, 44
— — aus Nitraten 49
— — aus organischen Verbindungen 32, 33, 90, 91, 93, 95, 100
— — aus Rhodanverbindungen 45
— — im Boden 32
— — im Dünger 90, 91
— Oxydation 12
s. auch Nitrifikation
Ammoniogen 103
Ammoniumverbindungen, Assimilation, 29
— chemotaktische Wirkung 29
Ammonsulfatdüngung 99, 100
Amylobacter 25, 77
Antiurease 38
Apfelwein, Zähwerden 80
Aphanothece 57
Arabinose 50, 51
Arsen, Reduktion durch Schimmelpilze 64
Asparagin, Ammoniakbildung aus 33, 34
Aspergillus clavatus 7

Aspergillus fumigatus 7, 42
— *glaucus* 8, *8, 30, 36, 40, 42, 44, 50, 76
— *nidulans* 9
— *niger* 6, 7, 15, 27, 28, 32, 36, 40, 41, 42, 44, 50, 63, 64, 72, 84
— *ochraceus* 42
— *terricola* 32
Athiorhodaceae 59
Atmungsenzyme 12
Azotobacter 24, 25, 26, 27, 74, 82, 83, 85, 100, 101
— *agile* 23, 26
— *Beijerinckii* 23, 26, 82
— *chroococcum* *21, 23, 24, 25, 26, 27, 49
— *vinelandii* 23, 25
— *vitreum* 26
Azotogen 103

B.

Bacillus acidi urici 40
— *amylobacter* 23
— *asterosporus* 7, 23, 25, 26
— *azotofluorescens* 24
— *bifermentans sporogenes* 9
— *Bisenziensis denitrificans* 51
— *Comesii* 7
— *denitrificans α* 50
— *denitrificans b* 52, *52
— *denitrificans I* 52
— — *II* 52
— — *agilis* 52
— *denitrofluorescens non liquefaciens* 8
— *Ellenbachensis α* und *β* 103
— *enteritidis* 14
— *faecalis alcaligenes* 10
— *fermentationis cellulosae* 4, *4, 89
— *ferrugineus* *5, 6, 12
— *filefaciens* 35
— *fluorescens* 32
— — *liquefaciens* 10, 42, 63
— *gelaticus* 27
— *Hartlebi* 50
s. auch *Bact. Hartlebi*
— *Hiltneri* 24
Bacillus lactis innocuus 23
— *macerans* 7
— *malabarensis* *22, 23
— *Megatherium* *36, 43, 49, 62, 95, 103
— *mesentericus* 7, 10, 23, 87, 90
s. auch Kartoffelbazillen
— — *fuscus* 80
— — *ruber* 34
— — *vulgatus* *9, 49
— *methanicus* 3
— *methanigenes* 4 *4, 89
— *mycoides* 32, *33, 36, 49, 62, 63, 90, 95, 103
— *nitrator* 47
— *oleae* 42
— *oligocarbophilus* 3, 13
— *orthobutylicus* 15
— *oxalaticus* *23
— *pantotrophus* 13
— *paratyphosus* 14
— *perfringens* 9
— *pestis* 78
— *porticausis denitrificans* 52
— *praepollens* 52
— *proteus vulgaris* *9, 10, 33, 34
s. auch *Proteus vulgaris, Bac. vulgaris*
— *putrificus* 8
— — *coli* 9
— *pyocyaneus* 24, 40, 43, 50, 52
— *radicicola* *17, 18, 21
s. auch Knöllchenbakterien, Leguminosenknöllchen
— *ramosus* 49
— *Stutzeri* 8, 35, 40
— *subtilis* 7, *9, 10, 32, 43, 80, 87, 90, 95
s. auch Heubazillen
— *thermophilus orangiensis* 57
— *thiogenus* 57
— *typhi* 78
— *vulgaris* *9
s. auch *Proteus vulgaris, Bac. proteus vulgaris*
— *vulgatus* *9
s. auch *Bac. mesentericus vulgatus*

Bacillus vulpinus 52
Bacteriochlorin 59
Bacteriopurpurin 59
Bacterium acidi lactici 23
— *aerogenes* 15, 24, 90
— *azotofluorescens* 48
— *betae viscosum* 27
— *calco-aceticum* 39
— *chrysogloea* 24
— *coli commune* 10, 14, 43, 80
— desulfuricans a 55
— *desulfuricans* b, 55
— *erythrogenes* 32, 36, 43
— *fluorescens* 93
— *fulvum* 95
— *Hartlebi* 53
s. auch *Bacillus Hartlebi*
— *hexacarbovorum* 3
— *Kirchneri* 43
— *lactis viscosum* 23
— *levaniformans* 24
— *lipsiense* 24, 43
— *Nenckii* 27
— *odoratum* 39
— *pneumoniae* 23
— *prodigiosum* 24, 34
— *punctatum* 32, 95
— — *var. brunneum* 32
— *putidum* 43, 95
— *pyocyaneum* 3, 33, 90
— *radicicola* *17, 19, 21
s. auch *Bacillus radicicola*, Knöllchenbakterien
— *radiobacter* 20, 24, 39
— *tartaricum* 24
— *turcosum* 24
— *vulgare* 41
— — *var. Zopfii* 43
— *xylinum* 24
Bakterien, aerobe 6, 32
— Ammonassimilation 29, 94
— anaerobe 6, 11, 32, 55, 76, 88
— Beeinflussung durch antiseptische Stoffe 100, 101
— — — die grünen Pflanzen des Ackers 101
Bakterien, Buttersäure- 20, 77, 90, 102
— Chitinzersetzung 10
— Coli- 34, 36, 90
— Cyanamidzersetzung 43, 44
— denitrifizierende 6, 12, 51, 52, 53, 84, 89, 90, 93, 94
— des Bodens 75, 76
— des Düngers 87, 88
— des malignen Ödems 77
— Dicyandiamidzersetzung 42, 43
— Eisen- 65
— Eiweißzersetzung durch 32
— Essig- 12, 20, 63
— Fäulnis- 9, 10
— farbstoffbildende 11, 26, 51, 52
— Fettzersetzung durch 7
— Fleischvergiftungs- 14
— fluoreszierende 7, 20, 36, 39, 42, 48, 52, 63, 87, 90
— glaciale 32
— Guanidinspaltung 33
— Guaninspaltung 33
— Harnsäure- 39, 40
— Harnstoff- 35, 38
— Hippursäure- 41
— Humusbildung und Humusabbau 79
— Kalkstickstoffzersetzung 43, 44
— Katalasegehalt 13
— Knöllchen- *17, 20, 83
s. auch *Bac. radicicola*
— — Bakteroidenbildung 19
— Kohlen- 10
— Kohlensäureassimilation 2, 3
— Kohlenstoffquellen 2, 3
— Kreuzungs- 20
— Manganspeicherung 73
— Methanassimilation 3
— Methangärung 4, 6, 88
— Milchsäure- 10, 74, 80, 94
— Milzbrand- 77
— Nitrat- 46
— Nitratassimilation 29
— nitrifizierende 46, 47
— Nitrit- 46
— Niveau 58
— Oxydation organischer Säuren 12

Bakterien, Oxydation von Alkoholen 12
— Oxydation von Phenolen 12
— Oxydation von Thiocyanaten 12
— pathogene 77, 93
— Pektinzersetzung durch 7, 85, 90
— Peptonzersetzung durch 32, 33, 96
— Phosphataufschließung 62, 63
— -Platte 58
— Purpur- 58, 59
— Rauschbrand- 77
— Salpeter- 3, 74
— Sauerstoffentbindung 13
— Sauerstoffspannung 11
— Schwefelbakterien 2, 56
— Schwefeleisenbildung 73
— Schwefelwasserstoffbildung 54, 55
— Starrkrampf- 77
— Stickstoffbindung 16, 22, 81, 82
s. auch Knöllchenbakterien, *Azotobacter*, Bodenimpfung, *Bac. radicicola*
— Stickstoffoxydbildung 35, 50
— Stickstoffoxydulbildung 34, 35
— Sulfat- 74
— thermophile 24, 57, 77, 87, 95
— Thionsäure- 55
— Thiosulfat- 55
— Verhalten zu Amiden 33, 34
— — zu Kohlendioxyd 2, 3
— — zu Kresol 3
— — zu Leuchtgas 3
— — zu Methan 3
— — zu Phenol 3
— — zu Toluol 3
— — zu Xylol 3
— wasserstoffoxydierende 2, 3, 13, *14
— Zellulosezersetzung durch 4, 6, 12, 27, 82, 89
Bakterienbüschel 19
Bakteriensterne 19
Bakteroidenbildung 19
Beggiatoa 56
— *alba* 56, *56
— *media* 56
— *minima* 56
— *mirabilis* 56, *57
Benzoesäure 40, 41, 102
Bispora molinioides 28
Blutmehl 95
Boden, Absorptionskraft 81
— Aktinomyceten im 76
— Alkoholgehalt 76
— Ammonadsorption 17
— Ammoniakbildung 80, 81
— Bakteriengehalt 75, 76
— Behandlung mit antiseptischen Stoffen 100
— — mit Dampf 100, 101
— — mit elektrischen Strömen 100
— Denitrifikation 84, 98
— Enzymgehalt 102
— Fäulniskraft 81
— Fettzersetzung im 7
— Giftstoffe im 102
— Impfung mit Knöllchenbakterien 22
— Keimgehalt 75, 76, 96, 101
— Kohlensäuregehalt 78
— Mykologie des 75
— Nitrifikation im 84, 96, 98
— Oxydasen im 102
— Pektinzersetzung im 7, 85, 90
— Pentosangehalt 79
— Saccharomyceten im 76
— Säurebildung im 77
— Säuregehalt 76, 78
— Salpeterbildung 83, 85
s. auch Nitrifikation
— Schimmelpilze im 76, 77
— Schwefelkohlenstoffbehandlung 101
— Sproßpilze im 76
— Stickstoffbindung 81, 82
— Stickstoffgewinn 81
— Stickstoffverluste im 84
— Stickstoffzufuhr durch Niederschläge 16
— thermophile Bakterien im 24
— Torula-Arten im 76
— Toxine im 102
— Wärmeleitungsvermögen 80
— Zersetzung der Pflanzenreste im 7
Bodenbasizität 83
Bodenbearbeitung 80, 85

Bodenfeuchtigkeit 83
Bodengare 80, 85
Bodenimpfung 102, 103, 104
Bodenklassifikation 79
Bodenkrankheiten 77
Bodenmüdigkeit 100, 102
Botrylis bassiana 36, 40, 41, 44
— *cinerea* 6, 28, 42
Brache 85, 97
Bracheerreger 85
Brenzweinsäuregärung, Methanbildung bei der 6
Buttersäure, Methangärung der 4
Buttersäurebakterien, Bedeutung für die Bodenmüdigkeit 102
— im Boden 77
— im Dünger 90
— in Leguminosenknöllchen 20
— Verhalten zu Amiden 34
Buttersäuregärung 10, 14

C.

Calciumcyanamid, düngende Wirkung 98
s. auch Cyanamid
Cephalothecium roseum 32
Chilinit 104
Chitin, im Moorboden 10
— Zersetzung durch Bakterien 10
Chlamydothrix ferruginea 66, 68, 69, *70
s. auch *Gallionella ferruginea*
— *ochracea* 65, *66, 67
s. auch *Leptothrix ochracea*
— *sideropus* 66
Chromatium Okenii *58
s. auch *Monas Okenii*
Citromyces glaber 72
— *Pfefferianus* 72
— *siderophilus* *72, *73
Cladosporium 45
— *herbarum* 8, 27, 30, 36, 40, 42, 44, 50
Cladothrix dichotoma 65, *66, 67
Clonothrix ferruginea *71
s. auch *Clonothrix fusca*
— *fusca* 66, 70, *71
s. auch *Clonothrix ferruginea*
Clostridium 25, 27
Clostridium americanum 23, 26
— *gelatinosum* 49
— *giganteum* 23
— *Pasteurianum* *21, 23
Coli-Bakterien 34, 36
s. auch *Bacterium coli*
Cordicyps militaris 41
Crenothrix Kühniana 65
s. auch *Crenothrix polyspora*
— *polyspora* 65, 66, *67, *68, *69
Cyanamid, Bildung 42
— Wirkung 45
— Zersetzung auf anorganisch. Wege 44
— — durch Bakterien 43, 45, 99
— — durch Schimmelpilze 45
Cytase 6

D.

Darmfäulnis 2
Darminhalt, Keimgehalt 87
Dematium pullulans 12, 26, 28
Denitrifikation 32, 40, 49, 50, 51, 52, 61, 84, 93, 98
Denitrifizierende Enzyme 53
Dicyandiamid, als Stickstoffdünger 98
— Assimilation 43
— Bildung 42
— Wirkung 42
— Zersetzung 42, 43
Dicyandiamidbakterien 42
Dicyandiamidinchlorid 43
Dicyandiamidinsulfat 43
Dihydroxystearinsäure 102
Dioxystearinsäure 102
Dünger, Ammonassimilation 92
— Ammoniakbildung 90, 91, 95
— anorganische 99, 100
— antiseptische Verbindungen im 102
— Aromabildner im 90
— Denitrifikation 92, 93
— Dunkelfärbung 90
— Gärung 88, 89
— Gasbildung im 88, 90
— Geruchsbildung im 90, 91
— Handels-, tierischer Herkunft 95
— Harnstoffzersetzung 91

Dünger, Keimgehalt 87, 88, 97
— Kohlenhydrate, Zersetzung 90
— Konservierungsmethoden 93, 94
— Lagerung 93, 94
— Laktobazillen im 78, 88
— Mykologie des 87
— Nitrifikation 92
— Nukleinverbindungen, Zersetzung 91
— Pektinzersetzung im 90
— Pentosangehalt 89
— Rotte 88, 89, 94, 96
— Salpeterbildung im 92
— Schwarz-, 96
— Sproßpilze im 76
— Stickstoffverluste 92, 93
— Trockensubstanzverlust 89
— Vertorfung 90
— Wärmeentwicklung 94, 95
— Zellulosegärung des 89

E.

Eisen, als Nährstoff für *Azotobacter* 25
— Kreislauf des 65
— Oxydation 12
Eisenbakterien 65
eisenspeichernde Schimmelpilze 72
Eisenverbindungen, Zersetzung von Cyanamid 44, 98
Eiweiß, Assimilation durch Bakterien 10
Eiweißbildung 13, 30, 32
Eiweißfäulnis, durch aerobe und anaerobe Bakterien 9, 10
— Methanbildung bei der 6
— Phosphorsäureabspaltung 62
— Wasserstoffbildung bei der 15
Eiweißkörper, Abbau 32
— Ammoniakbildung aus 32
— Zersetzung 32
Elemente, Kreislauf der 1
Endococcus purpurascens 27
Enzym, denitrifizierendes 53
— der Alkoholgärung 53
s. auch Zymase
— der Harnsäuregärung 40
— der Harnstoffgärung 37
— der Hippursäuregärung 41
Enzym, Gehalt des Bodens 102
— nitratreduzierendes 53
— nitrifizierendes 47
s. auch Oxydase
— Phosphatese 64
Epicoccum purpurascens 28
Erdgeruch 79
Erle, Knöllchenbildung 22
Erythritgärung 15
Essigbakterien, Oxydasegehalt 12
— Phosphatassimilation 63
— Verzweigungen 20
Essigsäure, Sumpfgasgärung der 4
Essigsäuregärung 12
Eumyceten, Zellulose-Zersetzung durch 6
s. auch Schimmelpilze
Exkremente, Keimgehalt 87, 88

F.

Faeces, Aromabildner in 90
s. auch Exkremente, Dünger
Fäulnis, menschlicher Organe 34
s. auch Eiweißfäulnis, Fleischfäulnis
Fäulnisgase 34
Farmogerm 104
Feldspat, Verwitterung 74
Fettzersetzung 7, 9, 12, 90
Fischguano 62
Flachsröste 7
Fleischfäulnis 9, 10, 34
s. auch Eiweißfäulnis
Fleischmehl 95
Fleischvergiftungsbakterien 14
Fontänen-Platte 58
Fusarium 6
— *roseum* 42
Fusisporium 36, 40, 41, 44
Futtermittel, Zersetzung 10

G.

Gallionella ferruginea 68, 69, *70, 73
s. auch *Chlamydothrix ferruginea*
Gemüse, Fäulnis 10
Glutaminsäure 34
Glykokoll, Bildung 40
— Vergärung durch Bakterien 41

Glykokoll, Zersetzung durch Hefe 34, 41
— — durch Schimmelpilze 41, 42
Glykolsäuregärung, Methanbildung bei der 4
Glykonsäuregärung 11
Glykuronsäuregärung 11
Glyzerin, Zersetzung 90
s. auch Fette
Glyzeringärung 15
Glyzerinsäuregärung 15
Granulobacter 7, 23, 25, 74
— *pectinovorum* 7, *7
— *polymyxa* 7, 23
— *reptans* 23
— *sphaericum* 23
— *urocephalum* 7
Gründüngung 97
Guanidin 33
Guanin 33
Guano 95
Gurken, Schaumgärung 51, 52
Gymnoascus 27

H.

Hanfröste 7
Harn, Keimgehalt 87, 88
Harnsäure, als Kohlenstoffquelle 51
— Zersetzung durch Bakterien 39
— — durch Hefe 40
— — durch Schimmelpilze 40
Harnsäuregärung, Enzym der 40
— Gleichung 39
— Sauerstoff, Bedeutung für die 12
Harnstoff, als Kohlenstoffquelle 51
— Bildung aus Cyanamid 43, 98
— — aus Guanin 33
— — bei der Harnsäuregärung 39
— Zersetzung durch Bakterien 35, 43
— — durch Hefe 35
— — durch Schimmelpilze 35, 42
— — im Dünger 91
Harnstoffgärung, Enzym der 37
— Gleichung der 37
Hefen, Alkoholbildung aus Aminosäuren 12
— Fäulnisgase, Einfluß auf 34
Hefen, Fettzersetzung 8, 12
— Glykokollzersetzung 41
— Harnsäurezersetzung 40
— Harnstoffzersetzung 36
— Hippursäurezersetzung 41
— im Dünger 88
— in Dicyandiamidlösungen 43
— in Humuslösungen 79, 80
— in Kalkstickstofflösungen 43
— Katalasegehalt 13
— Pflanzenfäulnis durch 10
— Phosphatassimilation 63, 64
— Sauerstoffspeicherung 11
— Schwefelwasserstoffbildung 54
— Stickstoffbindung 28
— Verhalten zu Amiden 34
— — Aminosäuren 15, 34
— — zu mineralischen Nährlösungen 29
— Wasserstoffentwicklung durch 15
s. auch Saccharomyceten, Sproßpilze, *Torula*
Hefepreßsaft, Oxydation von organischem Schwefel 61
— Schwefelwasserstoffbildung 55
— Selbstverdauung 62
Hemizellulosen, Zersetzung durch Schimmelpilze 6
Heu, Keimgehalt 87
Heubakterien 34
s. auch *Bacillus subtilis*
Heubazillen, Bedeutung für die Pflanzenfäulnis 10
s. auch *Bacillus subtilis*
Hippursäure, Zersetzung durch Bakterien 40, 41
— — durch Hefe 41
— — durch Schimmelpilze 41, 42
— — im Dünger 91
Hippursäuregärung 12, 40, 41, 42
— Enzym der 41
— Gleichung der 41
Hormodendron cladosporioides 27
Hornmehl 95
Humus, Abbau durch Mikroorganismen 79
— Begünstigung der Stickstoffbindung 25, 26

Humus, Bildung 78, 79, 99
Humuskieselsäuredünger 96
Humussäuren, Begünstigung der Stickstoffbindung 25
— Phosphataufschließung 62, 63
Humusstoffe, als Kohlenstoff- und Stickstoffquelle 80
— Begünstigung der Nitrifikation 47, 83
— — der Stickstoffbindung 82
— Einfluß auf Mikroorganismen 80
— Einteilung der 79
Hydrogenomonas flava 13, *14
— *vitrea* 13, *14

I.

Impatiencytase 6
Isaria farinosa 36, 40, 41, 44

J.

Jauche, Ammonassimilation 92
— Keimgehalt 87, 88

K.

Kahmhefe, Alkoholbildung aus Aminosäuren 12
Kalisalze, Wirkung auf die Ammoniakbildung 100
— — auf die Nitrifikation 100
Kalium, Bedarf des *Azotobacter* an 24, 25
Kalkdüngung 99
Kalkstickstoff, Düngung 98, 99
— Umsetzungen im 42, 43
— Zersetzung durch Bakterien 43
— — durch Schimmelpilze 44
Kalziumcyanamid, s. Calciumcyanamid
Kalziumnitrit, als Stickstoffdünger 99
Kartoffelbazillen, Futtermittelzersetzung durch 10
Katalase 13
Kautschuk 55
Knochenmehl 95
Knöllchenbakterien *17, 100
— Arten 20
— Bakteroidenbildung 19
— im Boden 83
— Impfung mit 22, 102, 103
Knöllchenbakterien, Mischkulturen 103
— systematische Stellung 20
— Vertretbarkeit 20
Kochsalz 48
Kohle, Selbstentzündung 10
— Zersetzung 10
Kohlenbakterien 10
Kohlendioxyd, s. Kohlensäure
Kohlenhydrate, Zersetzung durch Mikroorganismen 3, 11
— — im Dünger 90
Kohlenoxydgas, Assimilation durch Bakterien 3
Kohlensäure, Assimilation 2, 3, 59, 73
— Entbindung bei Fäulnisprozessen 10
— Gehalt des Bodens 78
— Phosphataufschließung 62
Kohlenstoff, Kreislauf des 1
Kresol, Assimilation durch Bakterien 3

L.

Laktobazillen 78, 88
Leguminosen, Infektion durch Knöllchenbakterien 19
— Stickstoffbindung 16, 17
s. auch Knöllchenbakterien
Leguminosenknöllchen, Stickstoffbindung durch 17
s. auch Knöllchenbakterien
Leptothrix Meyeri 66, 67
— *ochracea* 65, 66, 67, *70, 73
s. auch *Chlamydothrix ochracea*
Leuchtgas, Assimilation durch Bakterien 3
Leuconostoc 67
Lezithin 62
Lipase 9
Lipobacter 8
Lupine, Knöllchenbakterien *17
Lupinus luteus, Wurzelknöllchen *18
Lupinuscytase 6

M.

Macrosporium commune 27
Manganspeicherung durch Eisenbakterien 73

Melanine, im Dünger 90
Melanomma 28
Methan, Assimilation durch Bakterien 3
— Bildung bei der Rotte des Düngers 88
— Gehalt der Luft 3
s. auch Sumpfgas
Methanbakterien 3
Methangärung 4, 6
Micrococcus 40
— *liquefaciens Flüggei* 38
— *melitensis* 42
— *pyogenes albus* 41
— — *aureus* 41
— — *citreus* 41
— *sulfureus* 24
— *ureae liquefaciens* 37
Microspira aestuarii 55, 74
— *desulfuricans* *55, 73
s. auch *Spirillum desulfuricans*
Milchsäurebakterien, Bedeutung für die Fäulnis der Pflanzen 10
— Düngerkonservierung 94
— Einfluß von Humussubstanzen auf 80
— Silikataufschließung 74
Milchsäuregärung, Sumpfgasbildung bei der 4
— Wasserstoffentbindung bei der 14
Moliniacytase 6
Monas fallax 57
— *Müllerl* 57
— *Okenii* *58, 59
s. auch *Chromatium Okenii*
— *Warmingii* *58, 59
Monilia 88
— *candida* 28
— *variabilis* 28
Mucor Boidin 36, 40, 41, 44
— *hiemalis* 7
— *Mucedo* *29, 30, *30, *31, 42, 76
— *mucilagineus* *29
— *racemosus* 30, *31, 50, 76
— *stolonifer* 7, 27, 28, 76
Mucorineen, Zersetzung von Harnstoff, Harnsäure, Hippursäure und Glykokoll 42
Mull 85
Mund, Bakterienflora 53
Mycoderma cerevisiae 28
— *rubra* 28
— vini 28
Mycogone puccinoides *5, 6
Mykorrhiza 22
Myrica Gale 22

N.

Natriumnitrat, als Stickstoffdünger 99
s. Salpeter
Natriumthiosulfat, Oxydation durch Bakterien 2, 61
Nitragin 103
Nitratassimilation 29, 30, 32, 45, 99
Nitratbakterien 46
Nitratbildner 92
Nitratbildner aus Quito *46
Nitrate, Assimilation durch Mikroorganismen 29
— Einfluß auf die Stickstoffbindung 100
s. auch Salpeter
Nitratreduktion 49
Nitrifikation 45, 48, 83, 84, 92, 96, 98, 99, 100, 101, 102
— enzymatische Natur der 47
— organische Substanzen, Einfluß auf die 47, 48
Nitritbakterien 46
Nitritbildner 92
Nitritbildner aus Zürich *46
Nitrobacter 48
Nitrobacterine 104
Nitrokultur 104
Nitro-Nitroso-Bakterien 104
Nitrosococcus 46
Nitrosomonas 46, 47, 48
Nodofolium ferrugineum 66, 69
Nukleinsäure 62

O.

Obst, Fäulnis 10
Ölsäure, als Nährstoff für Pilze 9
Oidium 88
— *lactis* 12, 28, 76, 88

Ophidomonas sanguinea *58, 59
Oscillatoria 57
Oxalsäurebildung 39
Oxalsäuregärung 11
Oxydase 12, 47, 53, 102

P.

Palmitinsäure, als Nährstoff für Pilze 9
Pektinzersetzer 7, 85, 90
Pektosinase 7
Penicillium 6, 27, 45
— *brevicaule* 36, *37, 40, 41, 44, 45, 63, 64
— *camemberti* 7
— *chrysogenum* 7
— *cladosporioides* 27
— *crustaceum* 36, 40, 44
— *expansum* 7
— *glaucum* 8, *8, 15, 27, 28, 40, 42, 45, 50, 63, 72, 76
Pentosane im Boden 7, 79
— im Dünger 7, 89
Pentosangehalt der Pilze 7
Peptone, Abbau durch Bakterien 32, 96
— synthetische, Zersetzung durch Bakterien 33
Peroxydase 13, 53
Peziza libertiana 6
Pflanzen, Verkohlung 10
Pflanzenfäulnis 10, 54
Phenazetursäure 42
Phenol, Assimilation durch Bakterien 3
— Oxydation durch Bakterien 12
Phönixcytase 6
Phoma 27
— *betae* 27, 28
Phosphate, Aufschließung der 62, 63
— Einfluß auf die Stickstoffbindung 100
Phosphatese 64
Phosphor, Kreislauf des 62
Phosphorsäure, Abspaltung 62
Phosphorwasserstoff, Freiwerden des 62
Phytomyxa 21
Phytophthora infestans 36, 40, 41, 44
Pilobolus crystallinus 88, *89
Pilze, Harnstoffgehalt 39
— Pentosangehalt der 7
s. auch Schimmelpilze
Planosarcina 38
— *urcae* 36, *36, 38
Plectridium pectinovorum 7
Proteus-Arten, im Dünger 87
Proteus mirabilis 55
Proteus vulgaris *9, 49, 61, 63, 80
s. auch *Bacillus proteus vulgaris*, *Bac. vulgaris*
— *Zenckeri* 49
Protozoen im Boden 77
Pseudomonas 21
Purpurbakterien 58, 59
s. auch Schwefelbakterien

R.

Rhabdomonas rosea *58, 59
Rhizobacterium 21
Rhizobium 21
Rhizopus nigricans 30
Rhodanverbindungen, Ammoniakbildung aus 45
Rhodobacillus palustris 59, *60
Rhodobacteria 59
Rhodobacterium capsulatum 59, *60
Rhodococcus capsulatus 59
— *minor* 59
Rhodocystis gelatinosa 59
Rhodonostoc capsulatum 59
Rhodospirillum giganteum 59
— *photometricum* 59, *60
Rhodothece pendens 59
Rhodovibrio parvus 59
Rinderkot, Keimgehalt 87
Robinia Pseudacacia, Wurzelknöllchen *18

S.

Saccharomyces ellipsoideus 43
— *Pastorianus III* 28
Sacharomycodes Ludwigii 28
Saccharomyceten, im Boden 76
— im Dünger 88
— Nitratreduktion 49

Saccharomyceten, Stickstoffbindung 28
Sämischgerberei 8
Salpeterbakterien, Bodenimpfung mit 104
— Kohlensäureassimilation 3
— Silikataufschließung 74
— Vorkommen im Boden 84
s. auch Nitrat- und Nitritbakterien, Nitrifikation
Salpeterbildung im Boden 85
s. auch Nitrifikation
Salpeterdüngung 99, 100
Samen, giftige Ausscheidungsprodukte 102
Sarcina lutea 43, 88
— *rubra* 43
Sauerstoff, Assimilation durch Mikroorganismen 11, 14
— Bedeutung für die Fettspaltung 12
— Entbindung bei Gärungsprozessen 13
— Kreislauf des 1, 10
— Oxydationsgärungen 12
Schimmelpilze, Ammonassimilation 29
— Ammoniakbildung im Boden 32
— Arsenreduktion 64
— Assimilation von Kohlenstoffverbindungen 3
— Assimilation des Sauerstoffs 11
— Assimilation von Stickstoffverbindungen 3
— Atmung, Wasserstoffentwicklung 15
— Cyanamidzersetzung 43, 45
— der Schneedecke und des Hochgebirges 78
— Dicyandiamidzersetzung 42
— eisenspeichernde 72
— Eiweißzersetzung durch 32
— Fettzersetzung durch 7, 9, 12
— Glykokollzersetzung 41, 42
— Harnsäurezersetzung 40, 42
— Harnstoffzersetzung 36, 42
— Hippursäurezersetzung 41, 42
— Hornmehlzersetzung 95
— Humusbildung und Humusabbau 79
— im Boden 76, 77
— im Dünger 88, 90
— Kalkstickstoffzersetzung 44
Schimmelpilze, Katalasegehalt 13
— Nitratassimilation 29
— Nitratreduktion 49, 50
— Oxydasegehalt 13
— Oxydation von Aminosäuren 12
— Oxydation von Polysacchariden 12
— Pektinzersetzung durch 7
— Pentosangehalt der 7
— Peroxydasegehalt 13
— Phosphatassimilation 63
— Schwefelwasserstoffbildung 54, 55
— Silikataufschließung 74
— Stickstoffbindung 16, 27
— Verhalten zu Aminosäuren 34
— Verhalten zu Hemizellulosen 6
— Vermehrung durch Strohdüngung 98
— Zellulosezersetzung durch 6, 12, 89
— Zersetzung stickstoffreicher Futtermittel 10
s. auch Pilze
Schizosaccharomyces Pombe 28
Schleimsäuregärung 15
Schnee, Schimmelpilze auf 78
Schwefel, Kreislauf des 54
— Oxydation 12, 56, 59, 61
Schwefelbakterien 2, 56
s. auch Purpurbakterien
Schwefelcyanverbindungen, Ammoniakbildung 45
Schwefeleisen, Bildung durch Bakterien 73
Schwefelkohlenstoff 100, 101
Schwefelwasserstoff, Bildung durch Bakterien 54, 55
— — durch Hefen (Sproßpilze) 54
— — durch Hefenpreßsaft 55
— — durch Schimmelpilze 54
— Oxydation durch Bakterien 56
Seminase 6
Septosporium bifurcum 41
Siderocapsa major 66, 71
— *Treubii* 66, 71
Silikate, Aufschließung 74
Sinigrin 51
Sphaerotilus natans 65
— *roseus* 65
Spirillum bipunctatum 57

Spirillum desulfuricans 55
s. auch *Microspira desulfuricans*
— *rubrum* 59
— *volutans* *58
Spirophyllum ferrugineum 3, 66, 69, *70, 72
— *tenue* 66, 70
Spirosoma ferruginea 66
— *solenoide* 66
Sproßpilze im Dünger 88
— Nitratassimilation 30
— Nitratreduktion 49
— Schwefelwasserstoffbildung 53
— Stickstoffbindung 28
— Vorkommen im Boden 76
— Vorkommen in zersetzten Kalkstickstofflösungen 43
s. auch Hefe, *Saccharomyces*, *Torula*, *Mycoderma*
Stalldünger, s. Dünger
Stallgeruch 90
Stallmist, s. Dünger
Staphylokokken im Dünger 87
Stickoxyd 50
s. auch Stickstoffoxyd
Stickstoff, Bindung des elementaren 16
— Kreislauf des 16
Stickstoffbindung durch Algen 28
— durch freilebende Mikroorganismen 22
— — Hefen 28
— — Leguminosen 16, 17, 99
— — Mikroorganismen 17, 22
— — Mycoderma 28
— — Schimmelpilze 27
— — Sproßpilze 28
— Einfluß von Phosphaten auf die 100
— im Boden 81, 82
Zellobiose als Nährmaterial und Energiequelle 6
Stickstoffentbindung aus Ammoniak 34
aus Eiweißkörpern 34
aus organischen Substanzen 34
Stickstoffoxyd, Bildung 35, 50
s. auch Stickoxyd
Stickstoffoxydul, Bildung bei Gärungsprozessen 34, 35
Stickstoffoxydul, Wirkung auf Bakterien 50
Stickstoffverbindungen, Assimilation durch Bakterien und Pilze 3
Strahlenpilze 88
s. auch Actinomyceten
Streptokokken im Dünger 87
Streptothrix odorifera 28, 79
Stroh 51, 90, 92, 93, 94, 98
— Keimgehalt 87
Strohdünger 94
Strohdüngung 98
Stysanus stemonitis 45
Sulfatbakterien, Silikataufschließung 74
Sulfatreduktion 55
Sumpfgas, Assimilation durch Bakterien 3
— Gehalt der Luft 3
s. auch Methan

T.

Tartronsäure 39
Thamnidium elegans 30
Thermophile Bakterien 24, 57, 77, 87, 95
Thiobacillus denitrificans 53, 61
Thiobazillen, Kohlendioxydassimilation 2
Thiocyanate, Oxydation durch Bakterien 12
Thionsäurebakterien 55
Thiophysa volutans 57
Thiorhodaceae 59
Thiospirillum 57
— *Winogradskii* 57
Thiosulfatbakterien 55
Thiothrix 56
— *annulata* 57
— *marina* 57
— *nivea* 57, *57
— *tenuis* 57
— *tenuissima* 57
Tollwutvirus 78
Toluol, Assimilation durch Bakterien 3
Torfstreudünger 94
Torula, Vorkommen im Boden 76
— — — Dünger 88
— *Wiesneri* 28
Toxine im Boden 102

Traubenzucker 50
Tuberkelbazillen 78

U.

Ultraviolette Strahlen 48
Urase 37
Urease 37, 38
Urobacillus Beijerinckii 39
— *Duclauxii* 35, 37, 38
— *Musculi* 39
— *Pasteurii* 35, *35, 37, 38
Urococcus 38
— *Dowdeswelli* 38
— *van Tieghemi* 38
Urosarcina 38
— *Hansenii* 38

V.

Vibrio cholerae asiaticae 78
— *denitrificans* 53
— *Finkler* 10
— *phosphorescens* 55
Vicia sativa, Knöllchenbakterien der *17

W.

Wasserstoff, Entwicklung bei Gärungsprozessen 14
— Kreislauf des 1, 13
— oxydierende Bakterien 13
— — — Kohlensäureassimilation 3
— — Kokken, Kohlensäurezersetzung 2
Wasserstoffbakterien, Kohlendioxydassimilation 2
Wasserstoffgärung der Zellulose 4, *4, 15, 82
s. auch Zellulose
Wasserstoffsuperoxyd, Zersetzung durch Mikroorganismen 13
Weinsäuregärung 15
Willia anomala 28
— *saturnus* 28
Wurzelausscheidungen 19, 101, 102
Wurzelknöllchen *17, *18
s. Leguminosenknöllchen, Knöllchenbakterien, Stickstoffbindung
Wurzelverpilzung 22

X.

Xylol, Assimilation durch Bakterien 3
Xylose 50, 51

Z.

Zellase 6
Zellobiose 6
Zellulose als Kohlenstoffquelle für stickstoffbindende Pilze 6
— als Nährstoff 82
— Förderung der Stickstoffbindung 82
— Methangärung der 4, 82, 89, 90
— Sumpfgasgärung der 4
— Wasserstoffgärung der 4, 15, 82
— Zersetzung durch Bakterien 4, 6, 12, 27, 82
— — — Schimmelpilze 6, 12
Zellulosevergärer 85
s. auch Zellulose
Zitronensäuregärung 11
Zucker, als Nährstoff für Mikroorganismen 3
— Begünstigung der Stickstoffbindung 82
— Einfluß auf die Nitrifikation 83
Zuckersäuregärung 11
Zymase 53

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
W 35 Schöneberger Ufer 12a

Einführung in die Mykologie der Nahrungsmittelgewerbe von **Professor Dr. Alexander Kossowicz**, Privatdozent an der Technischen Hochschule in Wien. Mit 21 Abbildungen im Text und fünf Tafeln. Geheftet 4 Mk., gebunden 5 Mk.

Inhalt: Die Mikroflora der Nahrungsmittel. Die Züchtung der Mikroorganismen. Haltbarmachung der Nahrungsmittel. Zersetzung und Haltbarmachung der Milch und Butter. Mykologie der Käsefabrikation. Zersetzung und Haltbarmachung des Fleisches, der Eier, Fäulnis und Haltbarmachung von Gemüse und Obst. Mykologie der Bäckerei. Zuckerfabrikation und der Tierfuttermittel. Literatur, Sachregister.

Einführung in die Mykologie der Genußmittel und in die Gärungsphysiologie von **Professor Dr. Alexander Kossowicz.** Mit 2 Tafeln und 50 Textabb. Geh. 6 Mk., geb. 7 Mk.

Inhalt: Die alkoholische Gärung und die Biosfrage. Systematik der Saccharomyceten. Mykologie der Brauerei, der Brennerei, der Rum- und Arrakfabrikation, der Preßhefefabrikation, der Weinbereitung, der Champagnerfabrikation, der Essigfabrikation, der Senffabrikation, der Kaffee-, Tee-, Kakaogärung und der Tabakfermentation. Literatur, Sachregister.

In Vorbereitung befinden sich:

Einführung in die Agrikulturmykologie von **Professor Dr. Alexander Kossowicz.**

II. Teil: **Die Pilzkrankheiten der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen.** Inhalt: Morphologie, Systematik und Physiologie der phytopathogenen Pilze; durch Pilze verursachte Krankheiten der Gemüsepflanzen, der Getreidepflanzen, der Obstbäume usw. und deren Bekämpfung. Mit zahlreichen Abbildungen.

Einführung in die Mykologie der Gebrauchs- und Abwässer von **Professor Dr. Alexander Kossowicz.** Mit zahlreichen Abbildungen.

Ausführliche Verlagsverzeichnisse kostenfrei

New York Botanical Garden Library
QR111 .K68 gen
Kossowicz, Alexande/Einfuhrung in die Ag
3 5185 00054 6547